ANNALES DE PARASITOLOGIE

HUMAINE ET COMPARÉE

TOME VII — 1er NOVEMBRE 1929 — N° 6

MÉMOIRES ORIGINAUX

PRÉSENCE D'UN NOUVEL *ENCEPHALITOZOON (ENCEPHALITOZOON BRUMPTI* N. SP.) DANS LE LIQUIDE CÉPHALO-RACHIDIEN D'UN SUJET ATTEINT DE MÉNINGITE SURAIGUE

Par G. COULON

Ce parasite a été trouvé en Corse, à Precójo. Le sujet que nous avons examiné n'a jamais quitté son village que pour l'estivation annuelle à la montagne ; âgé de 17 ans, il ne présente d'autre part rien de spécial dans ses antécédents, tant personnels que familiaux.

La marche de la maladie fut extrêmement rapide, tout au moins dans sa phase apparente et terminale. Il n'y a pas eu de prodromes perceptibles pour la famille qui nous donne les renseignements suivants : un matin, le malade se plaint de céphalée, cesse son travail et s'alite, il aurait présenté, dès ce moment, une température élevée. Le lendemain, persistance de l'état fébrile, apparition de vomissements. Cet état n'alarme pas la famille, habituée au paludisme. Dans la nuit, l'état du malade s'aggrave rapidement et, au matin du troisième jour, appelé en consultation avec le Dr de Rocca Serra, nous nous trouvons en présence d'un malade déjà dans le coma, avec des symptômes méningés très accentués : raideur de la nuque, signe de Kernig, ventre rétracté en bateau, vomissements. La température axillaire est de 40°.

Le malade présente, en outre, une exophthalmie droite consi-

dérable, apparue dans le courant de la nuit. L'œil est gros, dur, rouge et immobile ; il y a abolition totale de tous les réflexes oculaires. Cette exophthalmie nous semble être la conséquence d'une thrombose des sinus craniens. Du côté gauche de la figure, on observe un érythème avec légère desquamation, mais non circonscrit par un bourrelet. Une ponction lombaire est pratiquée et la mort survient dans la nuit. Il est impossible d'exécuter l'autopsie et de faire des inoculations à des animaux de laboratoire. La recherche des hématozoaires dans le sang par la technique de la goutte épaisse et par celle de l'étalement se montre négative.

La ponction lombaire donne issue à un liquide légèrement opalescent, à tension normale. Ce liquide est recueilli directement dans le tube à centrifuger. Après centrifugation immédiate de 10 cm³, le culot, peu abondant, est coloré par la méthode panoptique avec les colorants de May-Grunwald et de Giemsa (1).

A l'immersion, on trouve la formule leucocytaire suivante : environ 20-25 polynucléaires pour un élément mononucléé. De place en place, tantôt isolés, tantôt en groupes d'une dizaine d'individus accolés, on observe des éléments ovalaires dont les dimensions varient entre 6 × 4 μ et 2 × 1,25 μ. Ces corpuscules ovoïdes renferment un élément central ou subcentral, coloré en rouge violacé par le panoptique, qui semble être un noyau ou grain de chromatine. Par la même méthode de coloration, le protoplasme se montre à peine teinté en bleu si ce n'est à la périphérie où il donne ainsi l'aspect d'une membrane d'enveloppe.

Il reste à établir la nature et l'origine de ces corps.

Leur nature parasitaire ne nous semble pas douteuse ; en effet, nous pensons que l'on peut éliminer l'apport de corps étrangers par les colorants, l'eau ou l'air, pour les raisons suivantes : la centrifugation fut pratiquée peu de temps après la prise du liquide et la dessiccation du culot étalé sur lame fut très rapide. Or nous n'avons jamais trouvé de corpuscules de ce genre dans les milliers d'étalements et de gouttes épaisses de sang qui ont été observés au dispensaire anti-paludique. Le temps de dessiccation à l'air de ces préparations est sensiblement plus long et elles sont colorées par la même méthode et avec les mêmes produits. La répartition des éléments dans la préparation exclut d'ailleurs l'idée de contamination accidentelle.

Il est difficile de situer dans une classification des éléments isolés comme ceux-ci, sans en connaître ni la complète répartition

(1) L'unique préparation est actuellement déposée au Laboratoire de parasitologie de la Faculté de médecine de Paris.

dans leur hôte, ni l'évolution, aussi ne pouvons-nous le faire que d'une manière approximative en nous basant sur les caractères morphologiques.

D'après ceux-ci, il nous semble que ce parasite se rapproche de ceux que Levaditi a décrits sous le nom d'*Encephalitozoon cuniculi*

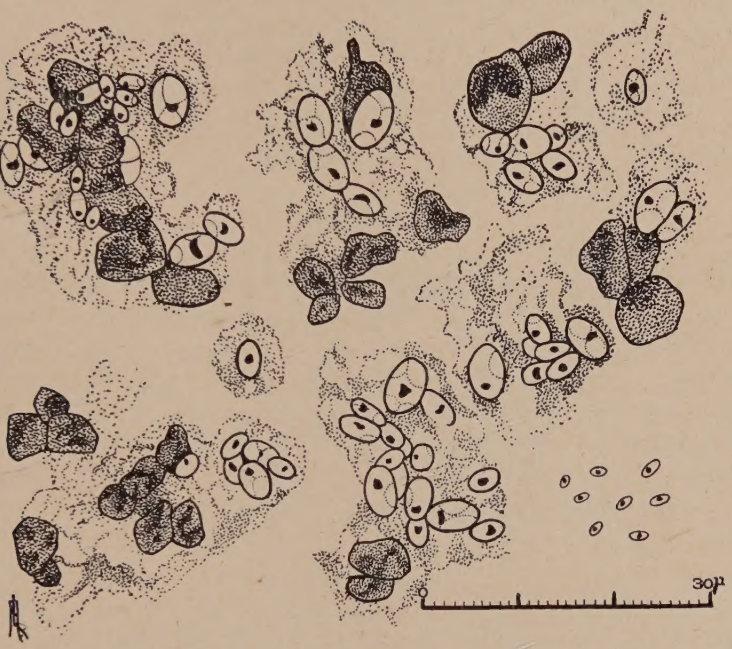


FIGURE. — *Encephalitozoon brumpti* n. sp. Tous les éléments parasitaires trouvés dans la préparation ont été représentés sur cette figure. Aucun élément bourgeonnant pouvant faire penser à une levure n'a été observé. En bas, à droite, huit petits éléments appartenant à l'espèce *Encephalitozoon cuniculi* (frottis de cerveau d'une souris, préparation de C. Levaditi).

chez le lapin et Torrès sous le nom d'*Encephalitozoon chagasi* chez l'homme.

La différence de dimensions entre les corps que nous avons observés et les *Encephalitozoon* de Levaditi et Torrès nous autorise, tout au moins provisoirement, à faire de ce parasite une espèce nouvelle, l'*Encephalitozoon brumpti* que nous dédions à notre maître, M. le professeur E. Brumpt.

L'origine de ces corps n'est pas moins obscure. Le sujet, comme nous l'avons dit plus haut, n'avait jamais quitté son village que pour aller à la montagne. Precojo, hameau de Porto-Vecchio, compte une population agricole de 200 habitants environ, dont la presque

totalité émigre à la montagne voisine durant l'été. Nous noterons parmi les animaux domestiques habituels l'absence du lapin, fait intéressant à signaler, en raison de l'existence chez cet animal de l'*Encephalitozoon cuniculi*, parasite voisin de celui dont il est question ici. Les rongeurs sont néanmoins représentés par de nombreux rats et souris fréquentant les maisons.

Aucun cas analogue n'a été signalé dans le village.

Quant au rôle pathogène de cet organisme, il nous est impossible d'établir avec certitude un rapport étiologique entre la maladie du sujet et la présence du parasite dans le liquide céphalo-rachidien.

Résumé

Dans un cas de méningite rapidement mortelle, observé à Precojo, près de Porto-Vecchio (Corse), il a été trouvé, dans le liquide céphalo-rachidien, des éléments parasitaires dont la forme et la structure rappellent celles des *Encephalitozoon*, mais dont les dimensions sont beaucoup plus grandes. C'est pourquoi on propose d'en faire, au moins provisoirement, une espèce nouvelle, sous le nom d'*Encephalitozoon brumpti*. L'origine et le rôle pathogène de cet organisme ne peuvent être établis avec certitude.

Bibliographie

Levaditi (C.). — Au sujet de certaines protozooses héréditaires humaines à localisation oculaire et nerveuse. *C. R. Soc. biol.*, XCVIII, 1928, p. 297-299.

Levaditi (C.), Nicolau (S.) et Schoen (R.). — Nouvelles recherches sur l'*Encephalitozoon cuniculi*. *C. R. Soc. biol.*, XC, 1924, p. 662-666.

Torres (M.). — Sur une nouvelle maladie de l'homme, caractérisée par la présence d'un parasite intracellulaire, très proche du *Toxoplasma* et de l'*Encephalitozoon*, dans le tissu musculaire cardiaque, les muscles du squelette, le tissu cellulaire sous-cutané et le tissu nerveux. *C. R. Soc. biol.*, XCVII, 1927, p. 1778-1781.

— Morphologie d'un nouveau parasite de l'homme, *Encephalitozoon chagasi* n. sp., observé dans un cas de méningo-encéphalo-myélite congénitale avec myosite et myocardite. *C. R. Soc. biol.*, XCVII, 1927, p. 1787-1790.

— Affinités de l'*Encephalitozoon chagasi*, agent étiologique d'une méningo-encéphalo-myélite congénitale avec myocardite et myosite chez l'homme. *C. R. Soc. biol.*, XCVII, 1927, p. 1797-1799.

Laboratoire antipaludique de Porto-Vecchio (Fondation Rockefeller) et Laboratoire de parasitologie de la Faculté de médecine de Paris.

LES PARASITES SANGUICOLES DU CALAO *BYCANISTES SHARPEI DUBOISI* (TRYPANOSOMES, *HÆMOPROTEUS*, *LEUCOCYTOZOON* ET FILAIRE)

Par J. SCHWETZ et L. FORNARA

Les divers genres et espèces de calao (*Bucerotidæ*) sont répandus dans tout le Congo où on les appelle communément « toucans » à cause du développement exagéré de leur bec (comme dans les vrais toucans). Une espèce très répandue dans la forêt de la région de Stanleyville est le « *Bycanistes sharpei duboisi* » (1). Nous joignons à notre étude deux photographies (fig. 1 et 2) représentant : l'une, deux *Bycanistes sharpei duboisi*, mâle et femelle, et l'autre, deux têtes également de mâle et de femelle.

On sait que les calaos nichent dans des creux d'arbres. On les voit tout spécialement sur les « Parasoliers » (*Musanga smithi*) dont ils mangent les fruits. L'énorme bec des calaos et leurs cris perçants ont fait associer ces oiseaux à des cérémonies superstitieuses des Babali, tribu du territoire d'Avakubi (rivière Ituri). Les indigènes de la région de Stanleyville appellent les calaos : « Pondo-Hondo » ou « oiseaux des Babali », à cause du rôle spécial que joue cet oiseau chez les « Babali ».

Les observations que nous allons exposer sont basées sur *trente calaos* de la même espèce, tués dans les environs de Stanleyville, entre décembre 1928 et juillet 1929. Le sang d'un seul spécimen, blessé et apporté mourant au Laboratoire, a pu être examiné également à frais. Le sang des vingt-neuf autres oiseaux n'a pu être examiné que sous forme de frottis, colorés au Giemsa, plusieurs frottis d'ailleurs par oiseau. Pour les premiers calaos, il s'agissait du sang périphérique (de l'aile). Ensuite, nous faisions prendre, par notre chasseur, du sang, c'est-à-dire des frottis, aussi bien de l'aile

(1) Nous devons la détermination de nos calaos au distingué directeur du Musée du Congo Belge de Tervueren-Bruxelles, le Dr Schouteden, qui nous signale également la présence, dans la région de Stanleyville, d'une espèce voisine de calao, le *Bycanistes albotibialis*.

Annales de Parasitologie, t. VII, n° 6. — 1er novembre 1929, p. 453-465.

que du cœur. Nous n'avons constaté aucune différence, au point de vue parasitaire, entre le sang périphérique de l'aile et celui du cœur.

Voici le résultat de l'examen des frottis provenant de nos trente calaos (*Bycanistes sharpei duboisi*) :

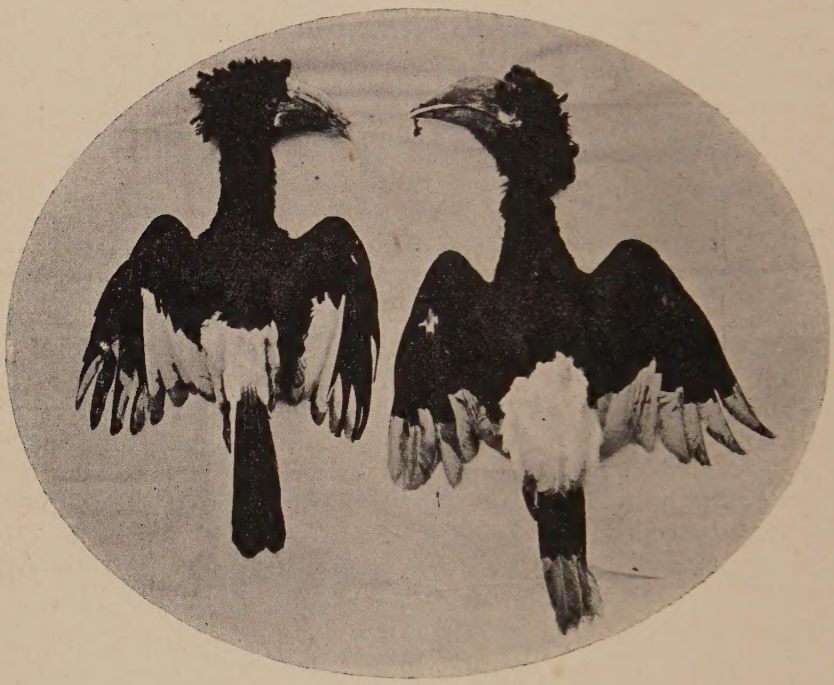


Fig. 1. — *Bycanistes sharpei duboisi*. A gauche le mâle, à droite la femelle.

Trypanosomes	29 fois
Microfilaires	19 fois
Leucocytozoon	2 fois
Hæmoproteus	2 fois

C'est-à-dire que, sur trente calaos examinés, nous n'avons pas trouvé de trypanosomes une seule fois. C'est chez le seul calao paraissant dépourvu de trypanosomes que nous avons trouvé aussi bien des *Leucocytozoon* que des *Hæmoproteus*.

Tous les *Bycanistes sharpei duboisi* de la région de Stanleyville sont donc infectés de trypanosomes. C'est d'autant plus frappant et extraordinaire que chez les autres espèces d'oiseaux de la même

région, les trypanosomes sont extrêmement rares. Sur une centaine d'oiseaux appartenant aux espèces les plus variées, nous n'avons jusqu'à présent trouvé des trypanosomes que chez deux d'entre eux, et encore avec beaucoup de difficultés et après de longues recherches : chez un petit hibou (*Athene noctua*) et chez un « Bulikoko » ou faisan (*Corythæola cristata*). Certes, nous savons que, chez les oiseaux, de même que chez les mammifères sauvages, un simple frottis ne suffit pas toujours pour déceler les trypanosomes. Cependant, le fait de trouver si facilement des trypanosomes chez

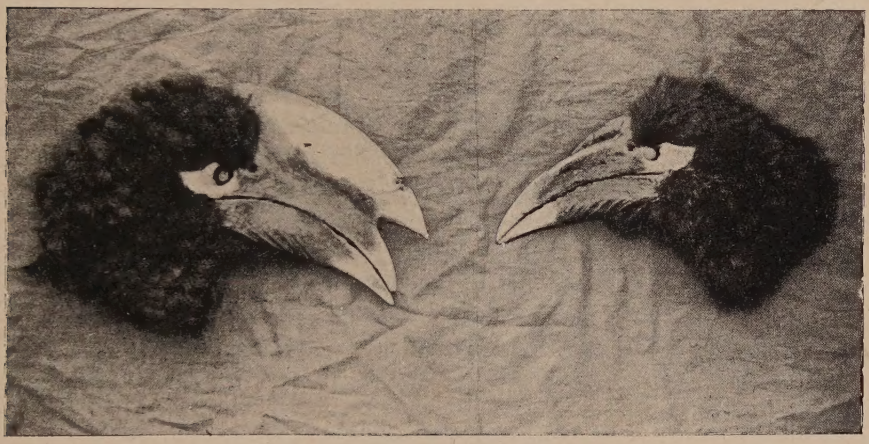


FIG. 2. — *Bycanistes sharpei duboisi*. A gauche tête du mâle, à droite tête de la femelle.

presque tous nos calaos examinés, est bien frappant, étant donné surtout que chez un certain nombre d'entre eux, les trypanosomes étaient très nombreux et se voyaient dans presque tous les champs microscopiques.

Les *Hæmoproteus* et *Leucocytozoon* par contre, si fréquents chez certaines espèces d'oiseaux dans la région de Stanleyville, semblent être plutôt rares chez notre calao. En effet, sur les trente spécimens examinés, nous n'avons trouvé qu'une seule fois des *Leucocytozoon* associés aux *Hæmoproteus* (sans trypanosomes ni microfilaires) ; une fois des *Leucocytozoon* sans *Hæmoproteus* (mais associés aux trypanosomes et aux microfilaires) et une fois des *Hæmoproteus* sans *Leucocytozoon* (mais également associés aux trypanosomes et aux microfilaires). D'autre part, nous n'avons pas

trouvé dans la littérature (dans celle du moins que nous avons pu consulter), la mention des calaos parmi les oiseaux parasités, soit par des *Leucocytozoon*, soit par des *Hæmoproteus*.

Nous avons enfin trouvé, dans dix-neuf de nos calaos, sur trente examinés, des microfilaires toujours associés aux trypanosomes. Nous ne savons pas si on a déjà trouvé des microfilaires chez notre espèce ou même dans le genre *Bycanistes*. La proportion d'infectés parmi nos calaos est en tous cas très forte.

I. — LES TRYPANOSOMES DE BYCANISTES SHARPEI DUBOISI

Plusieurs auteurs ont signalé et même décrit des trypanosomes chez diverses espèces de *Bycanistes*. Citons : Stephens et Christophers (chez *Bycanistes buccinator*), Ross (chez *Bycanistes cristatus*), Dutton, Todd and Tobey (chez *Bycanistes buccinator*), Ringenbach (chez *Bycanistes albotibialis*), Léger (chez *Bycanistes striata*) et Rodhain et collaborateurs (chez *Bycanistes sharpei*).

Rodhain n'a d'ailleurs pu observer le trypanosome de *Bycanistes sharpei* (= *leucopygius*) que dans une préparation à frais, et il se borne à noter « qu'il s'agit d'un parasite fusiforme, à membrane ondulante plissée, ne se déplaçant guère dans le champ microscopique ».

La seule fois où nous avons pu examiner à l'état frais le sang d'un calao (apporté mourant), nous avons noté ce qui suit :

Microfilaires. — Mouvements très vifs, mais sur place.

Nombreux trypanosomes. — Mouvements vifs mais sur place ou se déplaçant très peu. Ne sortent pas du champ microscopique. Vu nettement la vacuole périblépharoplastique. On a l'impression que les trypanosomes avancent par leur extrémité postérieure. La membrane ondulante donne l'impression de pseudopodes.

Dutton, Todd et Tobey donnèrent une description détaillée des diverses formes de trypanosomes qu'ils trouvèrent dans leur seul exemplaire de calao. Ils les ont, en outre, figurées dans une planche spéciale. Ils parlent également d'une forme très longue qui rappellerait le *T. karyozeukton*, mais qu'ils n'ont pu reproduire à cause d'un amas de globules rouges ayant plus ou moins masqué cette forme dans leur frottis.

Notre matériel ayant été beaucoup plus vaste, nous avons pu étudier les diverses formes de nos trypanosomes avec plus de détails. La description sommaire que nous allons donner est basée

sur 50 trypanosomes, pris au hasard dans divers frottis colorés au Giemsa, examinés en détail, mesurés, décrits et figurés. Les nombreux autres trypanosomes que nous avons trouvés chez nos calaos rentrent dans les mêmes rubriques que les 50 en question.

On peut d'abord diviser les trypanosomes trouvés en deux grands groupes :

1° Très long trypanosome (1, fig. 3).
2° Trypanosomes moins longs (2-11, fig. 3).

I. — Nous n'avons trouvé le *très long trypanosome* qu'une seule fois. Voici ses mensurations :

Longueur totale	57 µ
De l'extrémité postérieure au blépharoplaste	25 µ
Du blépharoplaste au centre du noyau	12 µ
Du centre du noyau à l'extrémité antérieure	20 µ
Largeur	7 µ

C'est-à-dire que le blépharoplaste est beaucoup plus près du noyau que de l'extrémité postérieure et que le noyau est deux fois plus près de l'extrémité antérieure que de l'extrémité postérieure. Il s'agit en somme d'une forme très longue mais relativement étroite.

Nous ajouterons les quelques détails suivants : corps protoplasmique spongieux et strié longitudinalement, surtout à la hauteur du noyau où l'on voit six stries. Membrane ondulante plissée depuis le blépharoplaste jusqu'à l'extrémité antérieure (8 plis). Flagelle bordant la membrane ondulante bien visible et c'est lui qui forme les huit plis. Flagelle libre très court (2 µ). Le blépharoplaste se présente sous forme d'une masse compacte de chromatine fortement colorée et entourée d'une large vacuole. C'est d'ailleurs le cas dans presque toutes les autres formes. Le noyau, par contre, est très peu marqué et se présente sous la forme d'un amas de fines granulations colorées en rose pâle et entourées d'un halo clair légèrement rosé.

II. — *Trypanosomes moins longs* (variant de 35 à 15 µ). On peut diviser ces trypanosomes en trois groupes :

1° Formes minces (6 à 9, fig. 3).
2° Formes trapues (2 à 5, fig. 3).
3° Formes moyennes ou intermédiaires (10-11, fig. 3).

1. Formes minces. — Dix-neuf trypanosomes ont été mesurés et dessinés. Nous donnerons les chiffres moyens :

Longueur : de 35 à 15 μ (les formes extrêmes n'ont pas été dessinées).

Largeur : de 6 μ à 2 μ 6.

Le protoplasme est, dans la plupart de ces formes, bien coloré en bleu foncé. Le noyau se présente sous la forme d'une masse compacte fortement colorée et entourée d'un halo rosé. Sa position est variable. Le blépharoplaste, toujours très fortement coloré et, se trouvant au centre ou au bord d'une vacuole, est distant d'un ou de deux microns de l'extrémité postérieure très pointue, mais quelquefois il est tout à fait terminal.

Parmi les formes minces nous avons pourtant trouvé des spécimens qui, tout en ayant les mêmes dimensions, se rapprochent plutôt, par leur coloration, des autres groupes. Leur protoplasme est spongieux et se colore en bleu pâle, de même que le noyau qui se colore en rose pâle. Dans d'autres spécimens, on trouve des striations longitudinales plus ou moins nettes. La membrane ondulante est, dans toutes ces formes, très peu visible et le flagelle libre, quasi nul.

2. Formes trapues. — Douze trypanosomes appartenant à cette forme ont été mesurés et dessinés. Ces formes trapues rappellent singulièrement les larges formes de *Trypanosoma rotatorium*. Ce sont les formes les plus fréquentes parmi les trypanosomes du calao. On peut dire que le trypanosome habituel du calao est représenté par le n° 4 de la fig. 3. Voici les dimensions moyennes de ces formes trapues :

Longueur : de 21 à 25 μ (flagelle compris).

Largeur : de 6 μ 5 à 8 μ 5.

Le protoplasme de ces formes est toujours plus ou moins spongieux et se colore par conséquent en bleu pâle. Il en est de même du noyau (occupant presque toute la largeur du protoplasme) qui est coloré en rose plus ou moins pâle et entouré bien souvent d'un halo rosé. Le blépharoplaste est, comme d'ailleurs dans toutes les autres formes, fortement coloré et se présente sous l'aspect d'une petite masse arrondie et foncée, au bord d'une grande vacuole qui est, dans la règle, en avant du blépharoplaste. La membrane ondulante est très peu développée, mais on voit par contre très nettement le flagelle la bordant, qui se présente parfois sous la forme d'une spirale contournant le corps protoplasmique. C'est dans ces formes qu'il existe un flagelle libre bien net et assez long, atteignant jusqu'à 7 μ.

3. Formes intermédiaires. — Douze trypanosomes ont été mesurés et dessinés.

FIG. 3. — *Trypanosoma bycanistis.* 1, forme très longue ; 2 à 5, formes trapues ; 6 à 9, formes minces ; 10 à 11, formes moyennes ou intermédiaires ; 12 à 15, formes non différenciées.

Longueur moyenne : de 18 à 38 μ. Largeur moyenne : de 3 μ 8 à 8 μ 5. Ce qui distingue les formes intermédiaires des formes minces, dont elles rappellent l'aspect général, est, outre la différence

dans les dimensions, que, dans les formes intermédiaires, le protoplasme est plus spongieux que dans les formes minces. On voit plus ou moins nettement des stries longitudinales. La membrane ondulante est bien développée et plissée et se termine parfois par un petit flagelle libre de 3 à 4 μ.

Nous dirons en résumé que dans la règle les trypanosomes les plus larges sont les moins bien colorés (protoplasme et chromatine spongieux), tandis que les trypanosomes minces sont toujours fortement colorés, aussi bien en rouge qu'en bleu (protoplasme et chromatine compacts).

Les formes trapues ont en général un assez long flagelle libre, tandis que les formes minces en sont en général dépourvues. Il en est de même de la membrane ondulante qui est assez bien développée et plissée dans les formes trapues mais très peu marquée dans les formes minces. La seule chose qui change très peu dans les diverses formes, c'est le blépharoplaste. Il est toujours fortement coloré (violet foncé) et il se trouve toujours au bord d'une grande vacuole ou à son intérieur.

Formes non différenciées (12-15, fig. 3). — Nous avons figuré quelques rares formes trouvées dans nos divers frottis et que nous croyons pouvoir appeler des formes non différenciées, comme dans le *Trypanosoma rotatorium*. Si le n° 12 ressemble encore assez bien à un trypanosome, le n° 13 s'en éloigne déjà beaucoup. Le n° 14 ne contient qu'un protoplasme spongieux avec une seule masse chromatique (noyau). Il en est de même de la bizarre forme du n° 15, qui, chose curieuse, possède encore un fragment de membrane ondulante.

Discussion. — S'agit-il ici de divers trypanosomes ? Nous ne le croyons pas. Il est évident qu'en réalité, dans toutes ces formes diverses, il s'agit du même trypanosome extrêmement polymorphe, comme le *Trypanosoma rotatorium*. Les diverses formes décrites ne sont probablement que divers stades d'un seul et même trypanosome. D'autant plus que, comme nous l'avons déjà dit, la description de nos diverses formes n'est en somme qu'une schématisation et que nous avons trouvé, entre elles, des formes de transition qu'on est embarrassé de placer sous telle ou telle autre de nos rubriques. Les formes non différenciées plaident également en faveur de l'unicité de nos divers trypanosomes.

Nous proposons, par conséquent, de rapporter notre trypanosome si polymorphe au *Trypanosoma bycanistis*, nom qui a déjà été donné par Stephens et Christophers à un trypanosome trouvé dans une autre espèce de calao.

La seule forme qui se distingue bien nettement de toutes les autres est notre unique trypanosome allongé (1, fig. 3). Nous avons

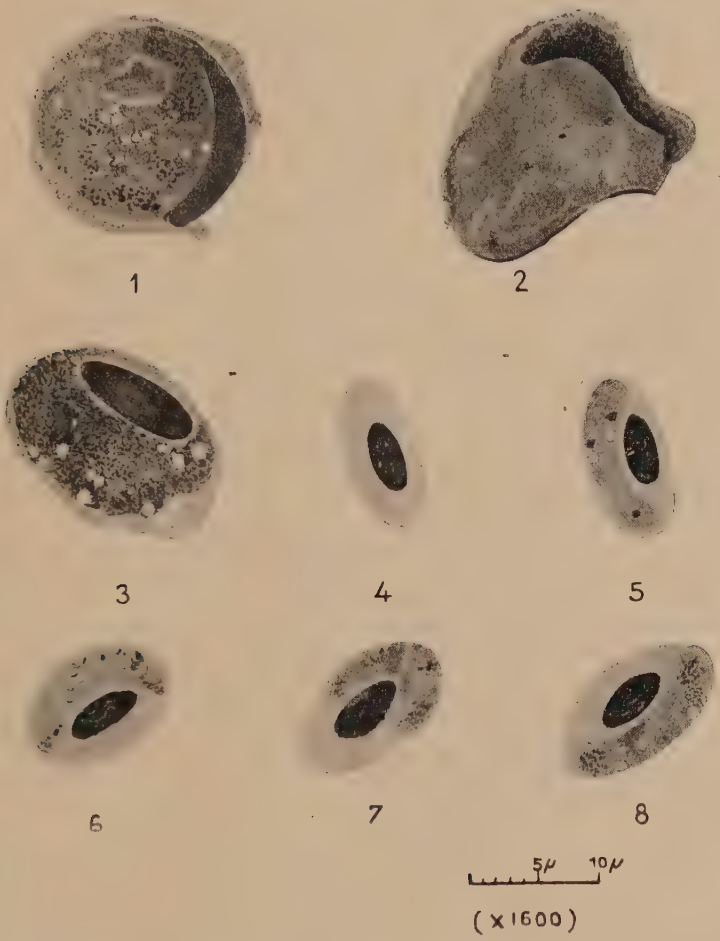


Fig. 4. — *Leucocytozoon* et *Hæmoproteus* de *Bycanistes sharpei duboisi* (calao). 1 à 3, *Leucocytozoon :* 1 et 3, macrogamètes ; 2, microgamétocyte ; 4, hématie normale ; 5 à 8, *Hæmoproteus :* 5, macrogamète ; 6 et 8, microgamétocytes ; 7, forme indéterminée.

déjà dit que nous n'avons trouvé ce trypanosome que chez un seul de nos trente oiseaux examinés. En somme, ce trypanosome occupe la même position, par rapport à toutes les autres formes de *Trypanosoma bycanistis,* que *T. mega,* — ou *T. karyozeukton,* — ou les

divers trypanosomes plus ou moins analogues qu'on a décrits sous divers noms, — par rapport aux diverses formes de *Trypanosoma rotatorium*, avec lesquels il est presque toujours associé. Si donc *Trypanosoma mega* est considéré comme une espèce spéciale, il faut traiter de la même manière notre long et rare trypanosome en le baptisant. Nous laissons à d'autres le soin de trancher cette question, de peu d'importance d'ailleurs.

II. — HÆMOPROTEUS ET LEUCOCYTOZOON

Nous ne nous étendrons pas longuement sur ces deux parasites. Ils méritent pourtant une mention spéciale parce qu'ils n'ont pas encore été signalés chez les calaos. Comme nous l'avons déjà dit, nous avons trouvé chacun de ces deux parasites dans deux calaos sur trente : dans un oiseau, les deux parasites associés et dans deux autres calaos, un des deux parasites dans chaque.

La figure 4 nous dispense de longues considérations. L'interprétation des quatre *Hæmoproteus* figurés n'est pas aisée. Le n° 5 est un macrogamète, les n^{os} 6 et 8 sont des microgamétocytes ; nous réservons notre opinion en ce qui concerne le n° 7.

Quant aux *Leucocytozoon*, les trois globules parasités figurés sont très typiques. Macrogamètes dans les n^{os} 1 et 3 et microgamétocyte dans le n° 2. Comme on le voit, il s'agit de *Leucocytozoon ziemanni* ou d'une espèce voisine. S'agit-il de globules rouges ou de leucocytes ? Nous n'avons pas la prétention de trancher cette question. Nous avons l'impression qu'il s'agit plutôt de monocytes. Nous nous abstenons également de toute interprétation de la bordure du parasite, bordure colorée différemment dans chacun des trois globules.

III. — MICROFILAIRES

Comme nous l'avons dit au début de notre étude, nous avons trouvé des microfilaires dans dix-neuf calaos sur trente. Ces microfilaires étaient tantôt rares dans les frottis et tantôt, par contre, nombreuses. Nous avons pu distinguer deux variétés : une plus grande et une plus petite, la dernière en plus grand nombre que la première. Les deux variétés se rencontraient d'ailleurs assez souvent dans le même frottis, c'est-à-dire chez le même oiseau. Dans le seul oiseau apporté *in extremis* au Laboratoire, nous avons pu faire la coloration vitale d'une grande forme.

Nous ne nous étendrons pas sur la description détaillée de nos

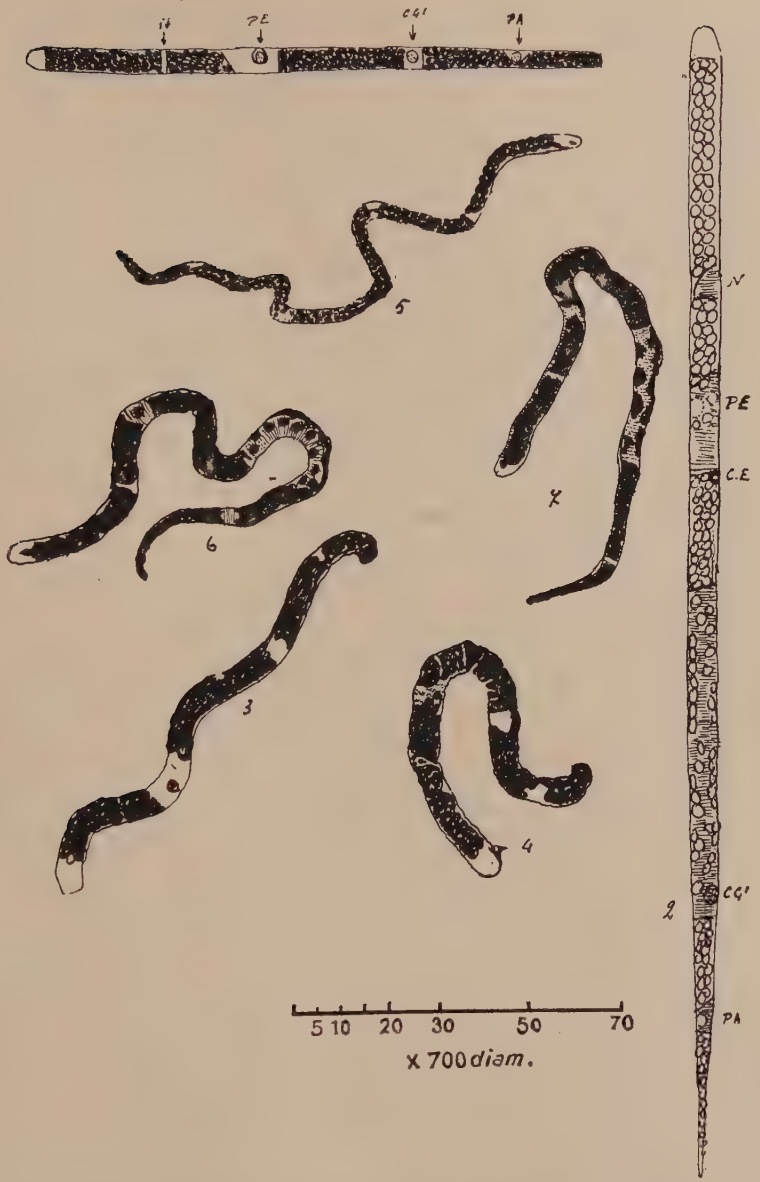


FIG. 5. — Microfilaires de *Bycanistes sharpei duboisi* (calao). 1, schéma de la petite forme ; 2, schéma de la grande forme après coloration vitale ; 3 et 4, aspect de la petite forme dans le sang ; 5 à 7, aspect de la grande forme dans le sang ; N, anneau nerveux ; PE, pore excréteur ; CE, cellule excrétrice ; CGl, première cellule génitale ; PA, pore anal.

filaires que nous avons d'ailleurs reproduites dans la figure 5. Nous nous bornerons à donner les mensurations faites sur 18 petites microfilaires et sur quinze grandes.

DESCRIPTION SOMMAIRE ET MENSURATIONS :

Grande forme	Petite forme
Cuticule striée.	Cuticule lisse.
Noyaux grands et souvent en colonne.	Noyaux petits et disséminés.
Extrémité céphalique arrondie.	Extrémité céphalique arrondie.
Appareil buccal invisible.	Appareil buccal parfois visible (stylets).
Extrémité caudale pointue, les noyaux arrivent jusqu'au bout.	Extrémité caudale arrondie ; les noyaux arrivent jusqu'au bout.
Longueur : 195-240 μ.	Longueur : 105-140 μ.
Largeur : 4 μ-5 μ 5.	Largeur : 2 μ 2-4 μ.
Tache céphalique : 4 μ environ.	Tache céphalique : 4 μ environ.
Anneau nerveux : 14,6 0/0.	Anneau nerveux : 19 0/0.
Pore excréteur : 25 0/0.	Pore excréteur : 36 0/0.
Cellule génitale : 73 0/0.	Cellule génitale : ?
Pore anal : 86 0/0.	Pore anal : 84 0/0.

Post-scriptum. — Notre étude était déjà rédigée quand nous avons eu connaissance du mémoire d'André Léger, intitulé : « Microfilaires de quelques oiseaux du Haut-Sénégal et Niger » et paru dans le *Bulletin de la Société de pathologie exotique*, 1913, n° 5. Dans ce mémoire, l'auteur décrit quatre microfilaires différentes, trouvées dans le sang de trois espèces de calao appartenant au genre *Lophoceros*. Les deux microfilaires trouvées par Léger dans le calao nasique (*Lophoceros nasutus*) rappellent celles dont nous venons de donner la description, sauf toutefois en ce qui concerne l'épaisseur moyenne des embryons et quelques autres détails morphologiques. A propos de la longue microfilaire, Léger ne parle pas de la striation cuticulaire transversale et place la troisième tache claire à l'union du tiers postérieur et des deux tiers antérieurs. Dans les spécimens fixés que nous avons examinés, la striation cuticulaire était souvent peu nette et la colonne nucléaire donnait parfois naissance à une tache claire située à l'union du tiers postérieur et des deux tiers antérieurs, près de la première cellule génitale (5, fig. 5).

La plus petite microfilaire ne montrait que bien rarement une extrémité postérieure effilée ; en général, cette extrémité était plutôt arrondie ou un peu amincie.

Résumé

Sur trente *Bycanistes sharpei duboisi*, provenant de la région de Stanleyville, nous avons trouvé des trypanosomes dans vingt-neuf d'entre eux ; des microfilaires, dans dix-neuf ; des *Hæmoproteus* associés aux *Leucocytozoon*, dans un ; des *Hæmoproteus* seuls dans un ; et des *Leucocytozoon* seuls, également dans un.

Parmi les trypanosomes, nous avons trouvé des formes très variées qui sont évidemment des stades différents du même trypanosome. Nous proposons de rapporter ce trypanosome polymorphe au *Trypanosoma bycanistis*, décrit par Stephens et Christophers. Nous faisons des réserves en ce qui concerne une forme très longue et rappelant le *T. mega*, que nous avons trouvée chez un seul de nos calaos et qui est, peut-être, une espèce spéciale. Parmi les microfilaires, nous avons-trouvé deux formes distinctes : une grande et une petite.

Bibliographie

Bernard. — Une société secrète chez les Babali. *Congo*, octobre 1922.

Brandt (L.). — Note sur le « Mambela » des Babali. *Congo*, mars 1923.

Chapin (J.). — Les Calaos Congolais (*Bucerotidæ*). *Revue zoologique africaine*, 1926.

Dutton, Todd et Tobey. — Concerning certains Parasitic Protozoa observed in Africa. *Annals of tropical medicine and parasitology*, I, 1907, p. 300.

Laveran et Mesnil. — *Trypanosomes et Trypanosomiases*. Paris, 1912.

Léger (A.). — Microfilaires sanguicoles de quelques oiseaux du Hant-Sénégal et Niger. *Bull. Soc. pathol. exotique*, VI, 1913, p. 364-367.

Rodhain, Pons, Vandenbranden et Becqaert. — *Rapport sur les travaux de la Mission scientifique du Katanga*. Bruxelles, 1913.

Stephens et Christophers. — *The Pratical Study of Malaria and other blood Parasites*. London, 1908.

Wenyon (C. M.). — *Protozoology*, 1926.

Laboratoire de parasitologie de Stanleyville, Congo belge.

TROGLODYTELLA ABRASSARTI

INFUSOIRE PATHOGENE DU CHIMPANZÉ

Par G. CURASSON

En 1912, Brumpt et Joyeux (1) trouvaient dans les selles d'un Chimpanzé provenant du Congo un infusoire de la famille des Ophryoscolecidés dont ils donnaient une description détaillée et faisaient un genre nouveau. Le parasite ne devait pas être pathogène, car ils ne faisaient part d'aucun symptôme. Depuis 1927, nous avons pu observer 5 chimpanzés porteurs de ce parasite, tous originaires du Sud du Soudan (Cercle de Satadougou). Cela a permis de considérer cet infusoire comme très probablement pathogène dans certaines circonstances et de constater l'action efficace de l'yatren vis-à-vis de lui.

Description. — Dans les selles diluées à l'eau physiologique, sous lamelle lutée, et à la température du laboratoire (28-35°), les infusoires sont très actifs. Ils se meuvent de deux façons : ou bien lentement, ainsi que l'indiquaient Brumpt et Joyeux et alors les cils s'agitent doucement, comme des nageoires, et font progresser le parasite sans qu'il tourne sur lui-même ; ou bien rapidement, droit devant lui, en tournant sur lui-même, les cils disposés non pas perpendiculairement à l'axe longitudinal, mais en spires, le faisant progresser à la façon d'un tire-bouchon. Ces mouvements rapides s'observent au début, en milieu très liquide, au centre de la préparation. L'autre mode de progression est plus fréquent, il dure longtemps, puis le parasite remue lentement ses cils sans se déplacer ; il ne s'immobilise que longtemps après, dans les conditions où nous l'avons observé. Le tube digestif est rempli de grains d'amidon, mais on y rencontre aussi des débris de cellules épithéliales. Il y a de grandes différences dans les dimensions : la longueur est 200 μ environ, la largeur 120 μ. Au pôle antérieur, le péristome se trouve au centre d'une dépression bien marquée. Il est formé par quelques cils (6 en général) épais. Quatre rangées de cils sont inégalement réparties sur la surface du corps ; elles sont

(1) Brumpt (E.) et Joyeux (Ch.). — Sur un infusoire nouveau parasite du Chimpanzé : *Troglodytella abrassarti*. *Bull. Soc. pathol. exotique*, V, 1912, p. 499.

Annales de Parasitologie, t. VII, n° 6. — 1er novembre 1929, p. 466-468.

placées en écharpe, obliquement par rapport à l'axe, l'antérieure étant la plus longue et faisant chez certains individus presque le tour du corps. Les deux moyennes sont beaucoup moins développées. La dernière est presque complète, entourant l'extrémité postérieure conique.

Rôle pathogène. — Nous ne croyons pas que le parasite soit pathogène dans les conditions naturelles, c'est-à-dire chez les Chimpanzés vivant en liberté et dans leur habitat normal. Mais, s'ils sont déprimés par un changement de climat et d'alimentation, par la captivité, il semble bien qu'il puisse causer une entérite grave, même mortelle. Voici les observations qui nous le font penser.

Deux Chimpanzés femelles de 5 ou 6 ans environ nous parviennent de Satadougou. Au bout de 8 jours l'un des animaux présente une diarrhée alimentaire, puis séreuse, abondante, liquide. L'appétit est nul (l'alimentation consistait en bananes et arachides).

A l'examen des selles, les *Troglodytella* foisonnent ; pas d'œufs de strongles. L'animal est mis à la diète ; on lui administre de force, pendant deux jours, cinquante centigrammes de stovarsol dans du lait ; la mort survient le huitième jour, la diarrhée ayant conservé toujours les mêmes caractères, et l'amaigrissement étant extrême. Sa camarade, qui avait été séparée dès qu'était apparue la diarrhée, est atteinte 15 jours après, présente des symptômes semblables et meurt après 12 jours ; la diarrhée garde toujours le même aspect : elle n'est jamais sanguinolente, comme nous l'avons constaté trois fois dans la dysenterie amibienne du Chimpanzé. Les matières diarrhéiques ne contenaient, comme dans le cas précédent, aucune amibe ni aucun œuf de strongle.

Six mois plus tard, un Chimpanzé mâle et une femelle, de la même région, nous parviennent en bon état. L'examen des selles du mâle (6 à 8 ans) décèle quelques *Troglodytella* et des œufs que nous pensons être des œufs d'anguillule stercorale (après un jour à l'étuve, en effet, on reconnaît des anguillules adultes). Dans les selles de la femelle (plus jeune que le mâle, âge indéterminé) rien. Un mois après leur arrivée, et à deux jours d'intervalle, tous deux commencent une diarrhée profuse, uniquement séreuse, jamais sanguinolente, qui les tue en 8 et 11 jours. Dans les selles du mâle, *Troglodytella* très abondants et œufs d'anguillule au stade de morula échancrée, assez nombreux. Chez la femelle, *Troglodytella* seulement. Ils avaient reçu de façon très irrégulière, en raison de leur indocilité, un peu de stovarsol.

A l'autopsie de ces quatre animaux, les lésions apparaissent uniquement sur le gros intestin qui est tout entier congestionné, mais

pas de façon exagérée, et à peu près régulièrement. Çà et là quelques îlots plus congestionnés, mais pas hémorrhagiques. Les ganglions mésentériques paraissent normaux. Dans l'intestin, les *Troglodytella* sont surtout abondants dans le gros colon. Nous les avons trouvés une seule fois, en petit nombre, dans la portion terminale de l'intestin grêle. Le n° 3 hébergeait quelques *Trichostrongylus*.

Enfin, en mars dernier, nous parviennent deux Chimpanzés, un mâle adulte qui mourut des suites des blessures reçues lors de la capture et une femelle jeune (âge indéterminé). La jeune femelle présentait dans ses selles quelques *Troglodytella*. Elle se porte très bien jusqu'au 20 mai, date à laquelle elle présente une diarrhée analogue à celle des précédents, avec de très nombreux *Troglodytella*. Nous la laissons 2 jours à la diète absolue et nous réussissons alors à lui faire ingérer, en en plaçant des traces dans des fragments de bananes, 25 à 30 centigrammes de yatren (acide iodoxyquinoleine sulfonique) par jour pendant 4 jours. L'amélioration est immédiate : le troisième jour les selles sont pâteuses, les *Troglodytella* beaucoup moins abondants. Six jours après l'apparition des symptômes, les selles sont normales ; on n'y reconnaît pas de *Troglodytella*. En raison de l'évolution observée chez les quatre autres sujets, nous pensons que la guérison est liée à l'administration du yatren ; de même nous pensons que la diarrhée de nos cinq Chimpanzées paraît bien due aux *Troglodytella*, en l'absence d'amibes dans tous les cas et de vers intestinaux dans trois cas sur cinq. Comment agissent-ils ? Probablement comme les *Giardia*, par leur extrême abondance, et sur des animaux débilités: c'est au moment de la crise d'acclimatement que nos animaux furent atteints.

Résumé

Troglodytella abrassarti est un parasite fréquent du chimpanzé dans le Sud du Soudan. Il peut occasionner une colite mortelle. Le yatren agit heureusement sur cette colite.

Laboratoire de recherches et de sérothérapie du Service zootechnique et des épizooties du Soudan Français (Bamako).

ETUDES SUR L'*HYMENOLEPIS NANA* EN ESPAGNE

Par F. OQUIÑENA

Pendant les années 1927-1928, en notre qualité de chef du Dispensaire antipaludique de Murcia (Espagne), et chargé de l'étude de l'ankylostomose par la Fondation Rockefeller, nous avons eu l'occasion d'entreprendre une enquête sur l'*Hymenolepis nana*. Avant cette date (1927), on avait publié seulement une dizaine d'observations d'*Hymenolepis nana* en Espagne (de Buen et Luengo, 1921, à Talayuela, prov. de Cáceres ; de Buen, 1922, à Navalmoral de la Mata, prov. de Cáceres ; Rodriguez Lopez Neyra, 1922, Grenade ; R. Lopez Neyra et Torres Lopez, 1928, Grenade ; Camuñez, 1928, Cadix). Deux cas, non encore publiés, ont été diagnostiqués au Laboratoire de Parasitologie de la Faculté de Médecine de Madrid (1928). Or, déjà depuis l'année 1925, les premières enquêtes coprologiques pratiquées dans les milieux miniers de Linares et Peñarroya par les médecins qui m'ont précédé au service d'étude de l'ankylostomose de la Fondation Rockefeller, MM. Ortis de Landazuri et Hernandez-Pacheco, démontrèrent la présence d'œufs d'*Hymenolepis* dans une certaine proportion (observations non publiées *in extenso*). Quand la Fondation Rockefeller et la Municipalité de Murcia décidèrent d'entreprendre une enquête sur l'ankylostomose dans cette province, nous avons profité des moyens mis à notre disposition pour conduire une recherche méthodique des porteurs d'*Hymenolepis*.

Voici les chiffres qui résument les résultats de notre enquête (1927-28) :

		Cas positifs (porteurs d'*Hymenolepis*)	Pourcentage des cas positifs
Total des individus examinés	2.199	147	6,67 %
Enfants (jusqu'à 14 ans).....	957	124	12,95 %
Adultes.....	1.242	23	1,85 %

Il ressort de ces données que le pourcentage dans la population infantile est, dans la campagne de Murcia, un des plus élevés que

Annales de Parasitologie, t. VII, n° 6. — 1er novembre 1929, p. 469-476.

l'on ait rencontré jusqu'à présent : 13 0/0 à peu près (exactement 12,95 0/0) des enfants au-dessous de 14 ans sont porteurs d'*Hymenolepis nana*. Jusqu'ici, on n'avait jamais observé un pourcentage supérieur à 8 0/0 (Europe, Amérique, Asie, Océanie), sauf Soulié et Derrieu qui ont trouvé les enfants des écoles d'Algérie infestés à raison de 20 0/0 (1916). En outre, les pourcentages établis par la grande majorité des auteurs qui nous ont précédés sont basés sur un nombre d'observations beaucoup plus restreint que le nôtre. Ainsi, par exemple, Parodi et Widacovich, à Buenos Aires, trouvent (1917) 8 0/0 de porteurs d'*Hymenolepis* sur 150 enfants examinés, et 0,75 0/0 sur 150 adultes. Mais il faut ajouter que la proportion entre enfants et adultes parasités reste presque toujours la même. Castex et Greenway ont établi, par différentes recherches, les pourcentages de : 0,66, 0,81 et 0,39 pour les adultes (Buenos Aires) ; Barilari et Greenway 6 0/0 pour les enfants ; Bacigalupo 8,33 0/0 pour les enfants et 0,7 à 2,5 pour les adultes (Buenos Aires). Les chiffres de Bettencourt, Machado et Paes au Portugal (1916) donnent 6,5 0/0 dans les enfants. Le pourcentage le plus réduit paraît être celui de Motais et Pons en Indo-Chine : 8 cas positifs sur 2.500 examens coprologiques (0,3 0/0).

En résumé, il y a toujours une grande différence entre le pourcentage des enfants et des adultes infestés ; les limites de cette différence peuvent être établies à peu près entre 1 : 5 et 1 : 12 ; la moyenne est de 1 : 10 (c'est-à-dire 1 adulte sur 10 enfants, porteurs d'*Hymenolepis*). Notre proportion est de 1,85 : 12,95.

En général, le nombre des cestodes éliminés par un porteur adulte est moindre que le nombre d'*Hymenolepis* éliminés par un enfant. Je dois dire que nous n'avons jamais obtenu des quantités d'*Hymenolepis* comparables à celles qui ont été rapportées, par exemple, par Grassi (5.000 parasites chez un seul porteur). Nous avons obtenu souvent 100 exemplaires par une seule évacuation, provoquée soit par l'extrait éthéré de fougère mâle (2 à 4 gr. pour les enfants), soit par l'huile de *Chenopodium*. L'emploi de l'huile de *Chenopodium*, très efficace, exige certaines précautions. Les doses en doivent être réglées selon cette table :

Enfants de 4 à 7 ans	0 gr. 30
— de 8 à 12 ans	0 gr. 60
— de 13 à 15 ans	0 gr. 90
Adultes (de 16 à 50 ans)	1 gr. 20
Après 60 ans	0 gr. 90

Il faut en outre s'assurer qu'il n'y a pas eu préalablement ingestion d'alcool. Deux heures après, on administre un purgatif salin

(sulfate de magnésie). Ce sont seulement des examens successifs, répétés jusqu'à la disparition des œufs dans les selles, qui nous donneront la preuve de l'élimination des vers. Il faut répéter ces examens tous les 15 jours.

Sur les 147 porteurs d'*Hymenolepis* que nous avons rencontrés, nous avons eu l'occasion d'étudier en détail, au point de vue *hématologique*, les 41 cas suivants, dont 22 étaient porteurs seulement de ce cestode (*Hymenolepis nana*), et 19 étaient au même temps parasités par des trichocéphales (*Trichuris trichiura*) (12 cas) ; par *Ancylostoma duodenale* (4 cas) ; par *Enterobius vermicularis* (7 cas) et par *Ascaris* (1 cas).

Nous donnons ici les deux tableaux qui résument les résultats des données hématologiques de ces 41 cas :

A. — Parasités seulement par *Hymenolepis*

Numéro d'ordre	Sexe	Age (ans)	Globules rouges par mm. cube	Leucocytes par mm. cube	Eosinophiles 0/0	Lymphocytes 0/0	Monocytes 0/0	Hémoglobine	Valeur globulaire
1...	F.	2	5.120.000	7.000	0	22	9	120	1,16
2...	F.	4	4.088.000	10.400	8	29	10	124	1,53
3...	F.	4	4.000.000	9.800	10	36	1	100	1,25
4...	M.	4	4.736.000	5.500	3	30	6	102	1,07
5...	F.	12	3.960.000	7.000	5	30	6	114	1,43
6...	F.	14	4.040.000	6.000	5	48	8	110	1,35
7...	F.	5	4.080.000	14.900	2	44	6	92	1,11
8...	M.	2	3.888.000	10.000	14	38	8	101	1,29
9...	F.	8	3.600.000	8.600	3	37	3	102	1.40
10...	M.	3	4.480.000	14.200	4	28	9	100	1,11
11...	F.	5	5.120.000	11.200	2	26	8	113	1,08
12...	F.	5	5.300.000	10.200	19	35	7	107	1,00
13...	M.	4	4.480.000	10.000	6	26	9	97	1,07
14...	M.	3	4.480.000	9.600	10	48	6	97	1,07
15...	F.	9	4.480.000	5.800	5	39	6	100	1,11
16...	F.	4	4.640.000	6.400	1	37	6	114	1,22
17...	F.	5	4.400.000	10.600	11	38	9	108	1,22
18...	M.	12	4.896.000	8.300	3	23	3	106	1,08
19...	F.	8	3.792.000	9.400	9	47	4	100	1,31
20...	F.	4	4.000.000	9.900	4	52	3	100	1,25
21...	F.	7	5.360.000	8.400	4	34	10	121	1,12
22...	F.	14	4.040.000	6.000	5	48	8	110	1,35

B. — Parasités par *Hymenolepis* et par d'autres helminthes

Numéros d'ordre	Sexe	Age (ans)	Parasites autres qu'*Hymenolepis*	Globules rouges par mm. cube	Leucocytes par mm.cube	Eosinophiles 0/0	Lymphocytes 0/0	Monocytes 0/0	Hémoglobine	Valeur globulaire
23...	F.	15	Trichocéphale	4.960.000	7.000	6	30	8	107	1,07
24...	F.	7	id.	4.888.000	10.000	5	28	7	110	1,12
25...	F.	14	id.	3.800.000	7.600	2	41	8	107	1,40
26...	F.	10	id.	3.328.000	9.200	2	24	2	110	1,65
27...	M.	18	id.	4.480.000	8.600	4	42	5	103	1,14
28...	F.	19	id.	4.030.000	9.200	2	17	6	100	1,20
29...	M.	7	id.	3.960.000	10.200	9	43	3	98	1,23
30...	M.	3	id.	3.880.000	8.500	5	25	18	88	1,12
31...	M.	7	id.	4.340.000	9.600	9	42	4	97	1,11
32...	M.	4	Ankylostome	3.840.000	10.400	4	55	4	93	1,20
33...	M.	19	Oxyures	4.200.000	7.800	5	35	5	97	1,15
34...	M.	15	Ankylostome	4.448.000	6.500	8	26	4	100	1,12
35...	M.	9	Trichocéphale et Oxyures	4.056.000	11.000	5	50	4	91	1,11
36...	F.	10	id.	4.344.000	9.200	3	52	7	114	1,31
37...	M.	9	id.	3.080.000	9.800	7	40	5	85	1,37
38...	F.	6	id.	4.160.000	13.000	1	29	5	100	1,20
39...	M.	12	id.	4.480.000	9.800	5	46	5	105	1,17
40...	F.	10	Ankylostome, Oxyures et Trichocéphales	3.500.000	10.400	7	53	5	88	1,24
41...	M.	12	Ankylostome, Ascaris et Trichocéphales	4.050.000	11.300	13	27	11	97	1,19

Il y a, par conséquent, 24 cas du sexe féminin sur 41 ; 17 porteurs d'*Hymenolepis* sont du sexe masculin. Cette proportion est la même dans la statistique générale des 147 cas observés.

Examinons maintenant, très brièvement, la signification des chiffres obtenus.

1. — L'*hypoglobulie* provoquée par la présence *exclusive* d'*Hymenolepis nana* est en général plus faible, moins accentuée que celle qui est provoquée par la présence concomitante d'autres parasites ; elle est même très faible dans la majorité des cas, dont les chiffres d'hématies oscillent entre 4 millions et demi et 5 millions ou plus ;

2. — L'*éosinophilie* est aussi constante dans les cas exclusifs d'*Hymenolepis* que dans les cas multiparasités, et même avec des chiffres très élevés (19 0/0 d'éosinophiles dans le cas n° 12 ; 14 0/0 dans le cas n° 8 ; 11 0/0 dans le cas n° 17 ; 10 0/0 dans les cas n° 3 et n° 14, etc.) ;

3. — Dans les deux séries de cas, on constate très clairement l'*hyperchromie* (*anémie hyperchromique*) avec des valeurs globulaires quelquefois très élevées dans les cas à *Hymenolepis* seul (maximum, 1,53 dans le cas n° 2).

Les altérations hématologiques que nous venons de mettre en relief sont peut-être les signes les plus importants de toute la *symptomatologie* de l'*Hymenolepis nana*. Au point de vue clinique, en effet, la présence de ce parasite, même quand le nombre des exemplaires est très élevé, se révèle seulement par des troubles intestinaux et des troubles nerveux, dont on ignore presque toujours la cause. Il est vrai que dans la majorité des cas, ces troubles sont légers, ce qui donne encore plus de valeur au symptôme *anémie ;* mais il ne manque pas de cas où ils acquièrent un véritable caractère de gravité. Ainsi, au point de vue gastro-intestinal, nous avons vu des entérites avec Weber positif dans les selles ; et au point de vue nerveux des crises épileptiformes ou des phénomènes choréiques.

Nous ne décrirons pas la *technique* employée pour le diagnostic coprologique dans nos recherches. Nous avons presque toujours adopté, pour la recherche des œufs, les méthodes de concentration de Willis-Molloy à la saumure, de Carles-Barthélemy ou de Telemann. Le procédé de Willis-Molloy, très utile pour les œufs d'autres vers intestinaux, ne donne pas, dans le cas des œufs d'*Hymenolepis,* des résultats sensiblement supérieurs à ceux qu'on obtient par l'examen direct des matières diluées. Les deux autres méthodes nous ont donné des résultats excellents.

Les très nombreux exemplaires d'*Hymenolepis nana* que nous avons récoltés pendant nos recherches, ont été examinés par nous en les comparant aux descriptions classiques de Leuckart, Blanchard, Grassi, von Linstow, Stiles, Perroncito, Bacigalupo et surtout Joyeux, qui a étudié ce sujet avec tant de compétence. Dans notre mémoire *in extenso* (qui a été présenté comme *Thèse* de Doctorat à la Faculté de Madrid, en juin 1929), nous donnons les chiffres comparés des dimensions des différentes parties de l'*Hymenolepis* adulte, et nous faisons suivre ces détails de considérations critiques. Nous nous bornons ici à exposer les données qui ressortent de nos propres observations.

Nos exemplaires avaient une longueur moyenne de 12 mm. 2, avec un maximum de 16 mm. et un minimum de 7 mm.

Le *diamètre du scolex* était de 274 µ en moyenne ; maximum : 342 µ. ; minimum : 192 µ.

Le *diamètre des ventouses* a donné 111 µ en moyenne ; maximum : 124 µ. ; minimum : 96 µ.

Le *nombre des crochets* (déterminé sur des exemplaires très nombreux, montés au liquide de Hoyer), variait entre 20 et 22. Leur longueur variait enre 14 µ 40 et 19 µ 20.

Le *nombre des anneaux* pouvait être fixé dans nos exemplaires entre un minimum de 99 et un maximum de 187 (moyenne : 140). Pour les *premiers anneaux non sexués*, nos dimensions sont les suivantes : *longueur* moyenne : 40 µ 26 (maximum 65 µ ; minimum 29 µ) ; *largeur* moyenne : 134 µ 87 (maximum 192 µ ; minimum 91 µ). Les *anneaux sexués* présentaient dans nos mensurations une *longueur* (antéropostérieure) moyenne de 76 µ 1 (maximum 100 µ 8 ; minimum 60 µ), et une *largeur* moyenne de 375 µ 3 (maximum 438 µ ; minimum 336 µ).

Les dimensions des *œufs* variaient entre 40 et 57 µ pour le grand diamètre ; 35 et 47 µ pour le petit diamètre. A l'intérieur de la *membrane elliptique* intérieure on peut aussi déterminer les deux diamètres, qui nous ont donné : 25 à 34 µ pour le grand ; 22 à 30 pour le petit. Les *crochets embryonnaires* avaient de 11 à 13 µ 3 de longueur.

Nous ne reviendrons pas, dans ce court exposé, sur les problèmes qui touchent à l'évolution des *Hymenolepis nana et fraterna*, et qui ont été traités à fond, pendant ces dernières années, par Bacigalupo et surtout par Joyeux, et auparavant par Goldman, Saeki, Uchimura, Wodland.

Personnellement, nous avons essayé d'infecter deux lots de souris, le premier de 4 et le deuxième de 5 individus, par la méthode suivante : nous examinions avant tout les excréments des souris, recueillis avec soin pendant une semaine (examen quotidien) pour écarter la possibilité d'une infection spontanée par *Hymenolepis fraterna* dont les œufs pourraient masquer les résultats. A partir du neuvième jour, nous commencions à alimenter les souris avec du pain au lait mêlé avec des matières fécales d'un de nos enfants porteurs d'*Hymenolepis nana* avec une grande quantité d'œufs. Il est extrêmement important de choisir des matières fécales très riches en œufs, parce qu'il faut éviter de mêler une quantité excessive de ces matières à l'alimentation des souris, qui manifestent alors une véritable répulsion, et ne mangent plus. On continue pendant une semaine. Après quinze ou

vingt jours, nous examinions les déjections (examen quotidien). Nous n'avons pas eu la chance de réussir. Aucune des 9 souris, ainsi traitées, n'a jamais présenté d'œufs d'*Hymenolepis*.

Nous devons remarquer que l'observation épidémiologique, l'existence de plusieurs individus infectés dans la même famille (4 cas dans une seule maison), le manque de propreté des enfants, la présence d'œufs d'*Hymenolepis* dans le matériel recueilli sous les ongles de plusieurs porteurs d'*Hymenolepis* nous donnent l'impression que la transmission directe joue le rôle fondamental dans la contamination.

Nous remercions très vivement nos maîtres, le professeur Pittaluga en premier lieu ; puis les D^rs^ de Buen et Luengo et le D^r^ Charles Bailey, pour l'appui qu'ils m'ont donné, les conseils qu'ils m'ont prodigués et les moyens qu'ils ont mis à ma disposition pour achever ce travail.

Résumé

Une enquête coprologique faite à Murcia (Espagne), a montré que le pourcentage d'infection par *Hymenolepis nana* est très élevé chez les enfants (13 0/0). Ce parasitisme provoque de l'hypoglobulie et surtout de l'éosinophilie et de l'anémie hyperchromique. Ces altérations sanguines présentent une grande importance pour le diagnostic.

Bibliographie

Bacigalupo (J.). — Estadistica sobre analisis de materias fecales en el Laboratorio del Hospital militar central. Travail présenté au 3^e^ *Congrès national de médecine de Buenos-Aires* (1926).

Bacigalupo (J.) et Verguolle. — Concomitancia de tenia saginata e *Hymenolepis nana*. Travail présenté aux *réunions scientifiques de l'Hôpital des enfants de Buenos-Aires* (1926).

Barilari. — *Hymenolepis nana*. *Prensa medica*, 1925, p. 858.

Bernard (P.-Noël), Balbet (J.) et Pons (R.). — Les vers intestinaux en Cochinchine. *Bull. Soc. pathol. exot.*, XVII, 1924, p. 577-582.

Bettencourt. — Casos de infestaçao por la *Hymenolepis nana* en Portugal. *Med. contemporanea*, 1916, p. 193.

Buen (S. de). — Sobre una tenia nueva en Espana. *Rev. clin. de Madrid*, 1924.

— Un caso de *Hymenolepis*. Nuevos datos para la distribucion geografica de algunas enfermedades parasitarias en Espana. *Libro en honor de D. S. Ramon y Cajal*, Madrid, 1912, II.

— Distribution géographique de quelques maladies parasitaires en Espagne. *Ann. de paras.*, II, 1924, p. 91-98.

Buen (S. de) et Luengo (E.). — Un caso de *Hymenolepis nana*. *Siglo med.*, 1921.

Bruni (B.). — La tenia nana. Y primi sette casi d'infestazione negli Abruzi. *Ann. di med. nav. e colon.*, I, 1927, p. 141-147.

Camuñez (F.). — Contribucion al estudio del parasitismo intestinal en Espana. *Med. paises calidos*, I, 1928, p. 273-274.

Castex et Greenway. — Parasitosis intestinal. *Rev. Soc. med. argentina biol.*, 1926, p. 263.

Chandler (A. S.). — The distribution of *Hymenolepis* infections in India, its epidemiological significance. *Indian journ. med. res.*, XIV, 1927, p. 973-994.

— Species of *Hymenolepis* as human parasites. *Journ. amer. med. assoc.*, LXXVIII, 1922, p. 636-639.

Foley. — Parasitisme intestinal des Berbères sédentaires de Figuig. Fréquence de l'*Hymenolepis nana* dans la population infantile. *Bull. Soc. pathol. exot.*, IV, 1911, p. 421-429.

Joyeux (Ch.). — *Hymenolepis nana* et *H. fraterna*. *Ann. de paras.*, III, 1925, p. 270-280.

— Recherches sur le cycle évolutif d'*Hymenolepis fraterna*. *C. R. Soc. biol.*, XCVIII, 1928, p. 1317.

Leger (M.). — Parasitisme intestinal chez les enfants à la Guyane française ; la relation avec la pureté des eaux de boisson. *Bull. Soc. pathol. exot.*, XIV, 1921, p. 85-89.

Lopez Neyra et Torres Lopez. — El *Hymenolepis nana* como parasito intestinal humano en Espana. *Med. ibera*, 1928, n° 564.

— Gusanos parasitos intestinales del hombre en Espana. *Med. paises calidos*, I, 1928, p. 411-427.

Oquiñena (F.). — La *Hymenolepis nana* en Espana. *Med. paises calidos*, II, 1929, p. 305-333.

Parodi. — Sobre un nuevo caso de helmintiasis producido por el *Hymenolepis nana*. *Prensa med.*, 1916, p. 405.

— Doce casos de helmintiasis por *Hymenolepis nana*. *Prensa med.*, 1918, p. 294.

Parrot (L.). — Parasitisme intestinal chez les arabes du Tell algérien. Présence d'*Hymenolepis nana*. *Bull. Soc. pathol. exot.*, VII, 1914, p. 301-303.

Pons (R.). — Existence d'*Hymenolepis nana* en Cochinchine. *Bull. Soc. pathol. exot.*, XVIII, 1925, p. 722-723.

Soulié (H.) et Derrieu (G.). — Parasitisme intestinal des enfants des écoles maternelles d'Algérie. Détermination d'un indice parasitaire. Application de cet indice à la mesure de la pureté des eaux de boisson. *Bull. Soc. pathol. exot.*, IX, 1916, p. 795-802.

Laboratoire de parasitologie et de pathologie tropicale
de la Faculté de médecine de Madrid
et Service d'étude de l'ankylostomose en Espagne (Fondation Rockefeller).

RECHERCHES SUR L'ÉVOLUTION DES CESTODES DE LA FAMILLE DES *ANOPLOCEPHALIDÆ*

Par St. KONSULOFF

Comme on le sait, les *Anoplocephalidæ* constituent une famille qui diffère des autres cestodes par ses caractères anatomiques, ainsi que par le fait que toutes les espèces à l'état adulte habitent dans l'intestin des herbivores et surtout des animaux domestiques. Malgré le très grand nombre d'espèces de cette famille, nombre qui a augmenté surtout depuis quelques années, par suite de la découverte de nouvelles formes, on ne connaît encore aucun stade larvaire ni le mode de transmission d'aucune de ces espèces. On pourrait en conclure que toutes les espèces de cette famille ont quelque chose de commun dans leur évolution embryonnaire et que si l'on réussissait à découvrir la voie d'infection dans un cas, on pourrait peut-être résoudre l'énigme de l'évolution chez toutes les espèces.

D'autre part, l'importance économique de ces parasites est très grande. Les animaux domestiques en sont habituellement très infectés, surtout les jeunes, et même dans les cas les plus favorables on constate un affaiblissement des animaux parasités. Voilà pourquoi plusieurs helminthologistes, depuis la seconde moitié du dernier siècle et jusqu'à présent, ont tenté à plusieurs reprises de découvrir le cycle évolutif de ces parasites et de montrer les mesures préventives contre l'infection des animaux. Mais tous ces efforts sont restés sans résultat. On avait étudié plusieurs voies possibles d'infection. On faisait avaler aux animaux les œufs des parasites, mais aucune infection ne se manifesta. L'analogie avec *Dipylidium caninum* imposa des recherches sur les insectes parasites externes des animaux comme hôtes intermédiaires soupçonnés, mais on ne trouva point de stades larvaires dans ces insectes. Les recherches, sur les limaces et d'autres animaux accusés d'être les hôtes intermédiaires, n'ont pas non plus donné de résultats.

Le fait que toutes les tentatives dans ces diverses directions, que nous imposaient nos connaissances sur les autres cestodes, n'ont pas abouti à résoudre le cycle évolutif, nous montre qu'on devrait tenter des voies d'infection tout à fait différentes des voies déjà connues.

Annales de Parasitologie, t. VII, n° 6. — 1er novembre 1929, p. 477-482.

Depuis quelques années, je me suis efforcé aussi de résoudre ce problème, en éliminant pas à pas toutes les voies possibles d'infection. Voilà pourquoi j'ai répété d'abord quelques expériences déjà faites par d'autres auteurs. Je faisais mes expériences sur des brebis et des agneaux, parce que ce sont les animaux qui souffrent le plus de ces parasites. Les animaux étaient préalablement traités par le kamala pour s'assurer qu'ils étaient libres de cestodes.

L'infection directe, naturellement, ne me donna pas de résultats. J'enduisais divers endroits de la peau avec une masse d'œufs mûrs de cestodes et je laissais là des *Melophagus* ainsi que des insectes, qui se nourrissent des détritus cutanés. Je n'ai pu trouver aucun stade larvaire dans le corps de ces insectes et aucune infection n'a suivi leur déglutition par les agneaux.

Je supposai alors que les hôtes intermédiaires sont peut-être les insectes qui pullulent dans les excréments des animaux. Des insectes, récoltés dans les excréments disséminés dans les champs, étaient gardés dans les mêmes excréments, mélangés abondamment avec des œufs mûrs des cestodes. Cette fois non plus il n'y avait aucun stade larvaire dans les insectes, ni aucune infection après leur déglutition avec la nourriture par les animaux.

Quelques données connues sur ces parasites m'inspirèrent d'essayer un mode d'infection tout à fait différent. L'infection des agneaux, comparativement à celle des brebis et des moutons, est beaucoup plus grande. Si nous supposons que les stades larvaires qui précèdent les formes adultes sont avalés avec la nourriture, on devra constater chez les animaux adultes une infection beaucoup plus grande que chez les jeunes. En réalité, nous observons le contraire : l'infection diminue avec l'âge.

Autre fait : tant que les troupeaux restent pendant l'hiver dans les fermes sans aller au pâturage, l'infection ne se constate pas d'ordinaire parmi les agneaux. Elle apparaît quand on commence à mener les brebis-mères au pâturage, même si les agneaux sont encore assez jeunes pour ne connaître d'autre nourriture que le lait.

Ces deux faits, rapprochés de la constatation qu'on peut observer des cestodes de quelques mètres de longueur chez des agneaux âgés seulement de quelques semaines, m'ont amené à penser que *l'infection des petits est due aux animaux-mères, qui sont en état de les infecter après avoir été menés au pâturage. Autrement dit, les animaux-mères s'infectent au pâturage et jouent alors le rôle d'hôtes intermédiaires pour les parasites. La voie d'infection pour les jeunes ne pourra être que l'acte de téter.* La vérification de cette idée me donna de très intéressants résultats.

Le 19 mai 1925, je donnai du matériel d'infection (n° 1) à une

brebis. Ce matériel était préparé avec des segments mûrs, pris sur des agneaux tués, mélangés avec beaucoup de son. On devrait éviter d'ajouter du sel, puisque ce corps me semble tuer les oncosphères. L'infection a été répétée le 31 mai. Le 3 juin j'ai préparé comme plus haut une nouvelle masse d'infection (n° 2). Le 5 juin, une partie des masses n° 1 et n° 2 était administrée aux brebis. L'expérience fut répétée le 7 juin. A cause de notre ignorance com-

FIG. 1. — Stades larvaires des *Anoplocephalidæ* observés *in vivo*. *a-d*, parasites encore enkystés, dans diverses positions, le cou bien développé ; *e*, kyste vide ; *f*, *h*, parasite sans kyste, le cou replié sur la partie postérieure et montrant une ventouse ; *g*, le même individu après une légère pression du couvre-objet, le cou étant en voie de se développer ; *i*, le même individu complètement étalé par pression, les deux ventouses sont visibles.

plète des conditions de l'infection, ainsi qu'on l'a vu plus haut, j'ai donné plusieurs fois à l'animal du matériel d'infection ; ce matériel était de jours différents. De cette façon, je pensais augmenter la probabilité de donner à l'animal des embryons en état de continuer leur évolution.

Le 8 juin, j'ai étudié le sédiment du lait, centrifugé à plusieurs reprises en le lavant avec du sérum physiologique. Sous le microscope, je pouvais observer des stades larvaires en forme de kystes, qui diminuaient de jour en jour. Les kystes étaient aplatis, transparents comme du verre, très brillants. Les contours en étaient assez irréguliers. Parfois ils rappelaient les *corpora amylacea*.

L'enveloppe des kystes était formée de plusieurs couches. Le cou du parasite chez quelques-uns se voyait nettement (*a-d*, fig. 1). Il était replié en dedans et à l'extrémité on pouvait observer un ou deux cercles de striations, qui imitaient quelquefois des crochets. Selon la position du kyste sous le microscope, l'aspect du parasite était très différent. Dans quelques kystes, le cou n'était pas encore complètement formé. Les kystes les plus jeunes ne renfermaient pas de parasites avec un cou, leur intérieur n'était que granuleux.

Le sédiment contenait aussi des fragments des kystes ou des kystes vidés, parfois avec une rupture, par où probablement le parasite était sorti (*e*, fig. 1).

Ce qui présentait pour moi le plus grand intérêt, c'étaient les stades libres, que je considère comme plus avancés que les stades enkystés (*f*, *h*, fig. 1). A l'extrémité du cou replié de ces stades, on aperçoit les ventouses (*f*, fig. 1). En pressant légèrement le couvre-objet, le cou se dépliait et s'allongeait. Alors j'ai pu observer deux parties différentes du parasite, l'une postérieure en forme de sac, d'aspect granuleux, et l'autre antérieure, ayant un éclat vitreux et sur l'extrémité de laquelle se trouvaient les ventouses (*g*, *i*, fig. 1).

Les stades décrits sont de très petites dimensions et je les ai observés le mieux avec l'objectif à l'immersion. Les kystes étaient d'une longueur allant de 37 à 47 μ ; les parasites, déjà libres et allongés mesuraient 39 μ.

Puisque ces stades larvaires se trouvent dans le lait, je propose de leur donner le nom *Lactocystis*.

Sur des préparations totales de kystes fixés avec l'acide picrique et colorés à l'hématoxyline de Delafield, j'ai pu observer les mêmes aspects qu'*in vivo*, à l'exception des stades avec ventouses (*a-f*, fig. 2).

Je ne donne maintenant sur l'évolution de ces parasites que des notions préliminaires. Mes recherches sont en cours et j'espère pouvoir publier dans mes prochains travaux des données plus détaillées sur la question. Mais je crois que les résultats obtenus jusqu'à présent me permettent d'établir un schéma de l'évolution de ces parasites.

Les animaux s'infectent probablement au pâturage par des anneaux de cestodes, qu'ils avalent avec la nourriture. L'évolution des oncosphères mûres, enveloppées dans les œufs, ne peut continuer que dans les animaux femelles qui ont des petits et qui allaitent encore. Par la voie du sang, les parasites atteignent les glandes mammaires, où ils restent et continuent leur évolution. Cette dernière aboutit aux stades enkystés, que les parasites quittent peut-être alors qu'ils sont encore dans les glandes mammaires. Les kys-

tes, comme les parasites déjà libres, passent avec le lait dans l'animal jeune, où ils se transforment en cestodes adultes.

Plusieurs espèces de ces cestodes, comme celles des genres *Moniezia* et *Thysanozoon* vivent également chez la brebis et le bœuf. Sans doute, le mode d'infection de ces animaux domestiques par ces deux espèces de parasites doit être le même. Voilà pourquoi j'ai pu aussi trouver des kystes dans le lait des vaches, qui avaient été menées au pâturage, mais je n'ai pas réussi à les découvrir dans le lait de celles qui n'étaient pas sorties longtemps des fermes.

FIG. 2. — Stades larvaires d'*Anoplocephalidæ* observés après fixation. *a-c*, le cou n'est pas encore complètement formé ; *d-f*, le cou est bien développé et replié sur la partie postérieure du parasite.

Une fois le jeune animal infecté par sa mère, l'infection persiste longtemps, même pendant la vie entière, parce que, comme on le sait, les cestodes en général sont d'une très grande longévité. Avec le temps, les animaux peuvent quelquefois, grâce au régime alimentaire, se débarrasser de tout ou partie de leurs parasites. Le pourcentage de l'infection devrait donc diminuer avec l'âge, ce que nous constatons en réalité.

L'infection des animaux par le lait nous permet de tirer quelques conclusions très intéressantes dans la pratique.

1. — L'alimentation dans l'écurie ne présente d'ordinaire aucun danger pour l'infection des animaux-mères et par conséquent pour les jeunes qui sont encore allaités.

2. — Puisque l'infection des animaux-mères ne se manifeste qu'après avoir été conduits au pâturage, si les petits sont déjà sevrés, ils n'auront pas la possibilité de s'infecter.

3. — Le pâturage ne présente aucun danger d'infection pour les mâles, ni pour les femelles, qui n'allaitent pas.

4. — Pour utiliser le lait des brebis qui ont encore des petits, on observe en plusieurs endroits, en Bulgarie, la pratique suivante: les propriétaires de troupeaux échangent leurs agneaux. Comme les brebis-mères n'allaitent que leurs propres agneaux, l'infection des petits au pâturage ne pourra avoir lieu. Si cet éloignement des agneaux est pratiqué avant que les animaux-mères ne soient menés au pâturage, on aurait là un moyen sûr d'empêcher l'infection des petits par les cestodes.

5. — S'il n'existe pas d'autre voie d'infection que celle que j'ai décrite, le traitement des petits des animaux domestiques après le sevrage, avec des ténifuges, paraîtra très rationnel. Si les animaux sont une fois complètement débarrassés de leurs cestodes, ils doivent rester en cet état pendant toute leur vie.

Sans doute, ces conclusions préliminaires doivent être vérifiées plusieurs fois avant leur application dans la pratique.

Dans mes recherches, je n'ai pas pu, jusqu'à présent, approfondir plusieurs questions, telles que l'étude des conditions nécessaires pour l'infection des animaux-mères, la détermination des stades larvaires des espèces différentes de cestodes, la durée de la production des stades larvaires par les animaux déjà infectés, la migration et les transformations des oncosphères dans l'animal-mère, l'évolution des stades larvaires dans les glandes mammaires, etc.

Les conditions du travail scientifique dans notre pays ne sont pas assez favorables pour me donner la possibilité de pouvoir terminer plus rapidement mes recherches sur ces questions. Je serai très heureux si quelqu'un d'autre peut travailler ce problème plus en détail.

Résumé

L'évolution des Anoplocéphalidés des moutons paraît se faire de la manière suivante. Les brebis qui allaitent s'infestent dans les pâturages en avalant des anneaux de cestodes avec leur nourriture. Les embryons hexacanthes sont probablement transportés par la voie sanguine dans les glandes mammaires où ils évoluent, car on trouve dans le lait des formes parasitaires très petites, soit sous la forme enkystée, soit sous la forme libre, ces dernières présentant quelquefois des ventouses. Le nom de *lactocystis* est proposé pour ces formes larvaires. Ces faits ont été reproduits expérimentalement et permettent d'instituer des mesures prophylactiques très simples.

Institut de zoologie de l'Université de Sofia (Bulgarie).

SUR QUELQUES LARVES DE *TROMBIDINÆ* DE L'URUGUAY, PARASITES DES ANIMAUX

Par R.-V. TALICE

En Argentine et en Uruguay on désigne d'une manière générale, sous le nom de « bichos colorados », les larves rouges des minuscules acariens (*Trombidinæ*) très communs dans les champs incultes. Ces larves sont capables de parasiter les animaux et éventuellement l'homme, à la façon des « rougets » de la France et de l'Europe centrale et des « chiggers » des Etats-Unis. Comme ceux-ci, nos « bichos colorados » vivent sur les feuilles et les tiges de différents végétaux. Ils se groupent au voisinage de certaines plantes, avec lesquelles leurs relations ne sont pas encore bien définies. Les « bichos colorados » sont surtout abondants au cours des années à très fortes chaleurs. C'est pendant l'été, de décembre à mars, qu'ils se fixent de préférence sur l'homme. Prochainement, dans une autre communication, nous analyserons les caractères de notre trombidiose humaine, en discutant la nature des espèces d'acariens qui la produisent réellement. Ici nous parlerons seulement de la trombidiose des animaux.

Parasitisme des « bichos colorados » sur les animaux. — On sait que les *Trombidinæ* s'attaquent à beaucoup d'animaux à sang chaud et aussi à quelques animaux à sang froid. Chez nous ces larves piquent volontiers les animaux domestiques à la campagne, en particulier le cheval et le chien. Chez le cheval les piqûres de la tête peuvent acquérir une certaine importance à cause de l'infection secondaire. D'autre part Lahille a démontré, en 1916, que la maladie des chevaux de l'Argentine, appelée « arestin », qui est caractérisée par des lésions de la peau spécialement autour des yeux, est produite par la fixation de certains « bichos colorados » (*Tetranychus silvestri*).

De même chez la plupart des animaux sauvages on trouve ces petits acariens rouges, fixés le plus souvent sur des endroits déterminés (pattes, ventre, oreilles, etc.). Ils se présentent isolés ou réunis en assez grande quantité sur le même point. Nous avons observé ce parasitisme sur les paupières de la perdrix (*Nothura maculosa*) ; sur les oreilles des « apereás » (*Cavia aperea*), petit rongeur très

Annales de Parasitologie, t. VII, n° 6. — 1er novembre 1929, p 483-493.

abondant chez nous ; sur la face dorsale des lézards (*Teius teyou*). Sur ces derniers animaux les acariens étaient fixés au long des plis de la racine des membres inférieurs.

Identification des « bichos colorados » des animaux. — La biologie des « bichos colorados » de l'Amérique du Sud est très peu connue, en particulier leur localisation parasitaire. Nous croyons donc intéressant de rapporter le résultat de nos observations. Nous avons étudié : 1° des « bichos colorados » de lézards (*Teius teyou*), capturés sous les pierres du Cerro de Montevideo ; 2° des « bichos colorados » de *Cavia aperea*. Ces animaux ont été capturés au mois de décembre 1927 dans le département de Rocha.

Toutes les larves de *Trombidinæ* récoltées soit sur les rongeurs, soit sur les lézards, appartiennent à une même espèce. M. André (1) les identifie à *Trombicula irritans* Riley (= *Microtrombidium tlazahualt* Murray) (2). Cette espèce a été signalée d'abord au Mexique, puis aux Etats-Unis, en Amérique centrale et au Venezuela. Dans ces endroits, on l'a trouvée à l'état parasitaire sur l'homme et sur plusieurs animaux à sang chaud ou à sang froid (tortues, lézards, serpents). Dans ce dernier cas les *Trombicula* se fixent dans les intervalles des écailles.

Il est intéressant de signaler le fait du parasitisme du *T. irritans* d'une part chez un animal demi-aquatique comme *Cavia aperea*, qui habite des endroits très humides, d'autre part chez des lézards qui vivent dans des endroits secs.

Nous devons ajouter que plusieurs larves de *T. irritans* extraites vivantes de leurs hôtes ont refusé de piquer dans une seule expérience faite sur deux personnes.

Fixation du *Trombicula irritans* sur la peau de *Cavia aperea*. — Le mode de fixation des larves hexapodes des *Trombidinæ* sur les téguments de leurs hôtes, la façon dont elles absorbent les éléments nécessaires à leur nutrition, la nature même de ces éléments, constituent des questions qui ont été l'objet de nombreuses recherches. Malgré cela les auteurs n'ont pas pu se mettre d'accord.

Si l'on pratique des coupes histologiques, parallèles à la direction de la piqûre, sur des fragments de tissus de mammifères présentant encore fixées des larves de *Trombicula autumnalis*, on constate le fait suivant :

La piqûre faite par les mandibules du parasite, enfoncées dans

(1) Nous devons la détermination de nos préparation, à l'obligeance de M. M. André, le savant spécialiste du Museum d'histoire naturelle de Paris.

(2) En effet, d'après Ewing (1920) *T. irritans* est identique à *T. tlazahualt* et a la priorité au point de vue de la nomenclature zoologique.

l'épiderme de l'hôte, se continue en profondeur par un tube étroit, délicat, unique, assez long, de forme très particulière, qui traverse axialement une zone épidermique nécrosée, très visible à l'examen microscopique. L'origine de ce tube, sa vraie nature, la présence ou la non présence d'éléments dans son intérieur, ont été discutés depuis longtemps.

Gudden en 1871, Brandes en 1908 pensent que ce tube est une trompe tubulaire suceuse, chitineuse ; c'est-à-dire un organe de l'acarien qui serait rétracté dans la cavité buccale quand l'animal, vivant librement, n'est pas encore fixé.

Trouessart en 1897, Brandis aussi en 1897, K. Toldt en 1923 admettent que ce tube cylindrique est seulement un conduit creusé comme un puits dans une masse épaisse, hyaline, résultant de la réaction des tissus de l'hôte sous l'influence des sécrétions inoculées par le parasite pendant sa piqûre. Ces auteurs décrivent alors dans la lumière centrale de ce conduit un organe spécial de l'acarien, en forme de dard, appelé « langue » par Trouessart.

Jourdain en 1899 nie formellement l'existence de la « langue » au sens de Trouessart, en la considérant comme un organe imaginaire. En même temps il croit que le tube axial, qu'il nomme « stylostome », est un « appareil temporaire résultant de la matière sécrétée par le pourtour de la bouche de la larve, qui s'enfonce dans les tissus et s'y solidifie ». Le « stylostome » serait le même organe appelé « Saugekegel » (cône suçoir) par Henking en 1882.

André, en 1927, reprend cette question et après de soigneuses observations arrive aux conclusions suivantes : 1° le « stylostome » est un pseudo-organe qui résulte d'une sécrétion du parasite, produite fort probablement par ses glandes salivaires ou venimeuses ; 2° la « langue », au sens de Trouessart, n'existe pas ; 3° on peut supposer que la solubilisation des tissus par les sécrétions du parasite constitue une digestion extra-intestinale ; le parasite aspirerait par succion le liquide ainsi produit dont la digestion chimique se complèterait dans l'intestin.

Nos recherches sur le *Trombicula irritans* ont été faites sur des « bichos colorados » fixés sur la peau de *Cavia aperea*. Les oreilles infectées par les acariens avaient été enlevées, à l'aide de ciseaux, peu après la mort du rongeur et plongées dans l'alcool, les *Trombicula* étant encore vivants. Ce procédé est le meilleur pour étudier la piqûre et l'appareil piqueur *in situ*.

Après fixation et inclusion à la paraffine nous avons fait des coupes, soit avec le microtome à main de Lelong, soit avec le microtome de Minot. Les coupes ont été étudiées avec ou sans coloration (hémalun-éosine, méthode de Mann, méthode de Curtis, etc.). Voici les

résultats de nos observations, qui concordent assez bien avec celles d'André.

Le *T. irritans* se fixe presque exclusivement et en grand nombre sur les faces externes des oreilles des rongeurs. Ces larves se montrent groupées sur une bande de tissu qui suit à faible distance les bords libres des oreilles (fig. 1). Dans cette figure on voit claire-

FIG. 1. — Coupe transversale d'une oreille de *Cavia aperea* montrant les acariens fixés. *T*, *Trombicula* vus en section ; *E*, épiderme de la face externe ; *Ei*, épiderme de la face interne ; *Ec*, couche épithéliale cornée ; *D*, derme ; *C*, cartilage. × 34. (demi-schématique).

ment aussi que la face externe de l'oreille est celle qui présente la couche épithéliale la plus épaisse. Donc, sur ce point, les mandibules du parasite sont à une plus grande distance du derme. Dans les endroits où sont fixés les acariens, on observe une desquamation épithéliale accentuée.

Le *T. irritans*, comme le *T. autumnalis*, s'accroche à l'hôte par ses deux palpes maxillaires, non par ses pattes. Pour piquer il enfonce dans la peau ses deux mandibules, qui se placent parallèlement l'une

à l'autre, mais un peu en hameçon quand on regarde de profil l'animal fixé. Au commencement, l'histosiphon (1) continue directement le canal que laissent entre elles les deux mandibules, qui sont toujours externes par rapport à lui.

Cet histosiphon présente un rétrécissement, puis presque cons-

Fig. 2. — Coupe transversale de peau montrant les endroits des piqûres (indiquées par les flèches *a* et *b*). *Ec.*, épaisse couche épithéliale cornée × 110. La piqûre *a* est représentée à un plus fort grossissement sur la fig. 3. (demi-schématique).

tamment une petite ampoule. Ensuite il constitue un tube cylindrique à parois parallèles qui se rétrécit encore un peu avant de sa terminaison (fig. 3 et 4).

L'histosiphon pénètre dans les couches cellulaires de l'épiderme à une profondeur variable. Mais dans toutes nos nombreuses préparations, provenant de quatre oreilles de deux rongeurs, nous l'avons vu toujours s'arrêter dans le corps muqueux de Malpighi; il n'atteint

(1) Nous proposons le terme d'*histosiphon* (de ἱστος, tissu et σίφων, tube) pour remplacer celui de stylostome (de στύλος, pointe et στομα, bouche) créé par Jourdain pour ce qu'il croyait être une formation résultant de la sécrétion solidifiée du pourtour de l'ouverture orale de la larve. Nous considérons comme impropre le terme de stylostome, car à l'heure actuelle on croit que le trajet fistuleux creusé dans les tissus de l'hôte n'appartient pas au parasite ni ne renferme aucun stylet, et qu'il n'est qu'un pseudo organe, résultant de la modification des tissus enflammés.

donc jamais le derme. Quelquefois même, l'histosiphon se creuse en entier dans l'épaisse couche cornée épithéliale (fig. 2). Les auteurs ne semblent pas, d'après leurs travaux, avoir prêté beaucoup d'attention à ce détail. M. André a bien voulu nous montrer ses préparations de *T. autumnalis* fixés sur la peau du lapin. Nous avons pu constater dans celles-ci que tous les histosiphons aboutissent au derme. Dans notre cas il est probable que l'épaisseur plus grande de l'épiderme sur la face externe de l'oreille de l' « apereá » rend difficile l'accès de l'histosiphon jusqu'au derme. On pourra aussi penser, bien que les acariens aient été récoltés à la fin d'un été très chaud, que les *Trombicula* étaient fixés depuis peu de temps. Alors les his-

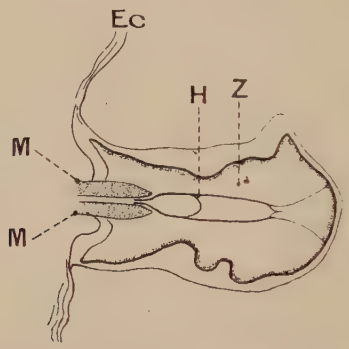


Fig. 3. — Piqûre *a* de la fig. 2 vue à un plus fort grossissement. *MM*, crochets mandibulaires ; *H*, histosiphon ; *Z*, zone nécrosée ; *Ec.*, couche épithéliale cornée, × 310 (demi-schématique).

tosiphons n'auraient pas pu arriver à leur complet développement.

Il serait intéressant de répéter les observations. En effet on ne connaît pas bien encore quelles sont les substances que les *Trombicula* en particulier et les *Trombidinæ* en général empruntent à leurs hôtes pour leur nourriture.

La direction de l'histosiphon est presque toujours rectiligne, mais on peut observer de légères incurvations. Comme nous l'avons déjà dit, il est creusé au centre d'une masse homogène, très visible même sans coloration par son aspect vitreux, clair. Sa longueur moyenne est de 120 µ.

Histologiquement, cette masse hyaline qui forme une gaine à l'histosiphon axial se présente comme une zone anhiste, sans noyaux visibles, homogène, transparente. Elle se colore faiblement et d'une manière diffuse par le Mann et l'hémalun. Cette zone présente donc la structure des tissus mortifiés par suite d'une dégénérescence vitreuse intense. L'aspect ressemble à la dégénérescence dite fibri-

neuse de Wagner, lésion importante des couches épithéliales des muqueuses atteintes de diphtérie. Cette mortification *in situ* d'un tissu avasculaire comme l'épiderme résulte vraisemblablement de l'altération dégénérative primitive des cellules épithéliales par les sécrétions du parasite, de quelque nature qu'elles soient. Autour de cette zone, qui constitue anatomo-pathologiquement une vraie escarre, on voit une karyokinèse hyperphysiologique des cellules voisines du corps de Malpighi. On observe aussi une hyperpigmentation éléidinique et des cellules qui montrent des altérations nucléaires. Cela n'a rien d'étonnant puisqu'on a démontré expérimentalement sur les animaux que les altérations de l'épiderme apparaissent

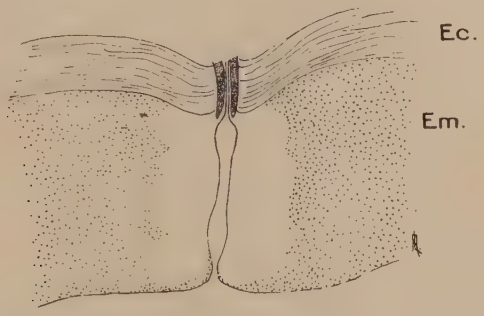


FIG. 4. — Constitution de l'histosiphon qui traverse axialement la zone nécrosée. *Ec.*, couche épithéliale cornée ; *Em.*, corps muqueux de Malpighi. × 310. (demi-schématique).

quelques heures après l'irritation. En outre, si l'on examine la zone de piqûre, on observe profondément, à distance de l'histosiphon, une altération de la couche épithéliale cylindrique de l'épiderme et les premiers signes d'une inflammation exsudative du derme avoisinant. On sait que toute altération des cellules de revêtement retentit presque immédiatement sur les cellules du tissu conjonctif qui sert de soutien à l'épithélium (Cornil et Ranvier). Enfin, dans quelques endroits, on observe, en voie d'élimination, les escarres tissulaires produites par les piqûres.

Le contour de la zone mortifiée est irrégulier, finement déchiqueté. Il montre par places ses connexions avec les couches épithéliales environnantes qui commencent à s'altérer. Les bords externes de cette zone nécrosée se continuent au pôle distal avec les bords de l'histosiphon qui, au sommet, se réfléchissent à l'extérieur (fig. 3 et 4).

Dans la lumière de l'histosiphon on ne voit aucun organe, ni aucun

stylet. Les solutions alcalines concentrées et le chlorallactophénol à chaud détruisent l'histosiphon comme les tissus environnants. Au contraire il est facile de constater que les parties chitineuses du parasite résistent à ces agents chimiques. Sur les coupes histologiques perpendiculaires à la direction de l'histosiphon on ne peut voir, non plus, en dedans du tube transversalement coupé et inclus dans l'épiderme, aucune trace d'organe (fig. 5). Il n'y a donc aucun organe chitineux dans la lumière de l'histosiphon. Finalement, chez les aca-

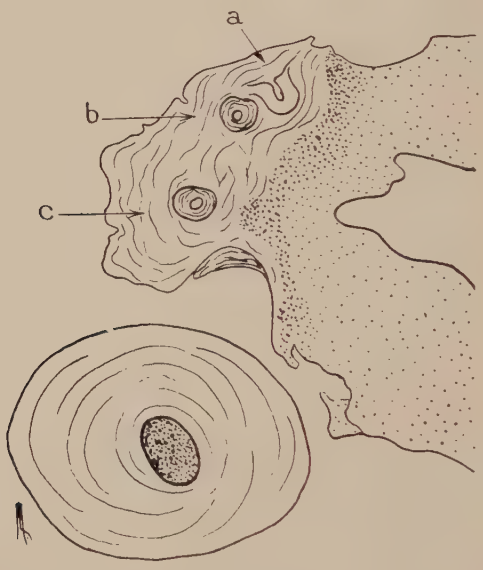


Fig. 5. — Coupe de la peau perpendiculaire à la direction de la piqûre. *a*, *b*, *c*, coupes transversales de trois piqûres (× 110). En bas piqûre *c* à un plus fort grossissement montrant qu'il n'y a aucun organe à l'intérieur du canal. × 735.

riens libres, comme le dit André, on ne trouve, non plus, aucun organe buccal qui rappelle la « langue » décrite par Trouessart.

Si l'on prend un petit lambeau de peau couvert d'acariens fixés par leur rostre et si l'on cherche, sous le binoculaire, à les détacher avec précaution, en raclant l'épiderme au moyen d'une fine aiguille, on peut obtenir quelques larves auxquelles reste adhérente l'escarre de tissu avec l'histosiphon.

La forme particulière de ce pseudo-organe, la régularité de ses parois et ses autres caractères, rendent néanmoins difficile à expliquer sa formation en l'absence de toute langue ou stylet perforateur capable de le creuser au fur et à mesure que les sécrétions du parasite sont inoculées *in situ*. On ne trouve, en effet, pas d'autres exem-

ples analogues chez les arthropodes piqueurs. Pourtant on peut rapprocher de ces faits ce que l'on observe chez certains insectes phytophages. Chez les homoptères (puceron lanigère = *Schizoneura lanigera* Hausm. par exemple) (1), l'appareil piqueur est constitué par un fourreau dont la pointe seule pénètre dans l'hôte. A l'intérieur du fourreau glisse un suçoir tubulaire mince et cylindrique formé de quatre soies parallèles. C'est ce suçoir, très long, qui s'enfonce dans la plante jusqu'au liber, lieu de choix où le puceron trouve les matières nutritives qu'il recherche. Mais, en outre, Prillieux a indiqué la présence d'une gaine organique, réfringente, incolore, entourant le suçoir sur toute sa longueur ou à peu près. L'origine de cette gaine a été interprétée de façons différentes. Pour quelques auteurs, elle serait une sécrétion de l'insecte ; pour d'autres, elle serait une réaction de l'hôte. Quoi qu'il en soit, on peut trouver, dans la lumière de cet « histosiphon végétal » (si l'insecte n'a pas retiré ses soies), les éléments perforateurs (1). Or, ce n'est pas le cas dans les *Trombicula* fixés sur les mammifères. Il en résulte que la formation de l'histosiphon reste difficile à interpréter.

L'histosiphon est rempli souvent d'une matière de structure grossièrement granuleuse qui serait la bouillie alimentaire du parasite. Les réactions microchimiques n'ont pas décelé la présence de sang dans ce tube, démontrant encore une fois que dans nos préparations l'histosiphon n'arrive pas jusqu'au derme.

La faculté des acariens terrestres comme les *Trombicula* de provoquer chez les mammifères des réactions spéciales, aboutissant à la formation de l'histosiphon, est peut-être un phénomène plus général, puisqu'on observe des faits analogues chez les moustiques parasités par les acariens d'eau douce.

En effet, tout récemment, Marshall et Staley ont signalé le fait suivant : un certain nombre de larves d'hydrachnides (*Lebertia* ?) ont été trouvées vivant en parasites sur l'abdomen de femelles adultes d'*Aëdes annulipes* et *Aëdes cinereus*. Ce parasitisme avait été signalé quelques années auparavant par les mêmes auteurs chez *Anopheles maculipennis* et *Aëdes maculatus*.

Or, dans des observations récentes, les auteurs en question ont remarqué que les larves d'hydrachnides fixées avaient provoqué sur les parois de l'abdomen des moustiques la formation d'un tube infundibuliforme, flexueux, assez long, qui ressemble beaucoup à l'histosiphon que nous venons de décrire. Seulement, dans ce cas, le

(1) Prillieux (Ed.). — Etude des altérations produites dans le bois du Pommier par les piqûres du Puceron lanigère. *Ann. Inst. Nat. Agronomique*, II, 1879, p. 39-49.

tube est naturellement de nature chitineuse et les auteurs croient qu'il résulte aussi de la réaction des tissus de l'hôte sous l'influence de la piqûre de ces acariens aquatiques.

Résumé

1° Le parasitisme des animaux domestiques et sauvages par des larves de *Trombidinæ* est très fréquent en Uruguay.

2° Les larves trouvées sur des rongeurs sauvages (*Cavia aperea*) et sur des lézards (*Teius teyou*) ont été identifiées à *Trombicula irritans* Riley 1873 (= *T. tlazahualt* Murray 1877).

3° L'étude, en coupes histologiques, de la piqûre de ce parasite fixé sur les oreilles de *Cavia aperea* nous conduit à proposer les interprétations suivantes :

a. Le *stylostome* de Jourdain est un pseudo-organe. Nous préférons le nommer *histosiphon*, ce qui nous paraît plus logique. L'histosiphon et sa gaine résultent de la réaction des tissus de l'hôte sous l'influence de sécrétions mal connues, déversées par le parasite *in situ*. Mais le mode de formation de cet histosiphon est difficile à interpréter.

b. L'histosiphon, dans nos observations, n'arrive jamais jusqu'au derme. Il a une longueur variable, mais ne dépasse l'épiderme. Ce fait peut dépendre de conditions particulières : épaisseur de l'épiderme, court temps de fixation des larves, etc.

c. Dans la lumière de l'histosiphon produit par la piqûre de *Trombicula irritans* il n'existe aucun organe chitineux, comme l'ont déjà démontré Jourdain et André pour *T. autumnalis*.

Bibliographie

André (M.). — Sur ce qu'on appelle « langue » ou « languette » chez les Acariens, *Bull. Mus. hist. nat. Paris*, XXXI, 1925, p. 301-306.

— Sur ce qu'on appelle « rostre » chez les Acariens. *Bull. Mus. hist. nat. Paris*, XXX, 1924, p. 135-136.

— Digestion « extra intestinale » chez le Rouget (*Leptus autumnalis* Shaw). *Bull. Mus. hist. nat. Paris*, XXXIII, 1927, p. 509-516.

Brandes (G.). — Die Erntemilbe und ihr Saugrüssel. *Zeitschr. f. Naturwiss.*, LXXX, 1908.

Brandis (F.). — Ueber *Leptus autumnalis*. *Festschr. 50en Bestehen Provinz. Irrensanst. Nietleben.*, Leipzig, 1897.

Brumpt (E.). — *Précis de Parasitologie*, 4e éd., Paris, Masson, 1927.

Gudden. — Ueber eine Invasion von *Leptus autumnalis*. *Arch. f. path. Anat. u. Physiol.*, V, 1871, p. 255.

HENKING (H.). — Beiträge sur Anatomie... von *Trombidium fuliginosum* Herm. *Zeitschr. f. wissenschaft. Zool.*, XXXVII, 1882, p. 553.

JOURDAIN (S.). — Sur le mode de fixation des larves parasites hexapodes des Acariens. *C. R. Acad. sciences*, CXV, 1892:

— Le styloprocte de l'uropode végétant et le stylostome des larves de Trombidion. *Arch. Parasit.*, II, 1899, p. 28-33.

— Encore sur la piqûre du Rouget. *Arch. Parasit.*, II, 1899, p. 461.

LAHILLE (F.). — Nota sobre algunos ácaros del pais. *3ª Reunion Soc. argentina patol. region. Norte*, Tucuman, 1927. *Bol. Inst. Clin. quir.* Buenos-Aires, 1927, p. 662-680.

MARSHALL (J.) et STALEY (J.). — A newly observed reaction of certains species of mosquitoes to the bites of larval hydrachnids. *Parasitology*, XXI, 1929, p. 158-160.

TROUESSART (E.-L.). — Note sur l'organe de fixation et de succion du Rouget. *Bull. soc. entom. France*, 1897, p. 97-102.

— Sur la piqûre du Rouget. *Arch. Parasit.*, 1899, II, p. 286-290.

TOLDT (K.). — Ueber die herbstliche Milbenplage (*Trombidinæ*) im Schlerngebiet. *Wien. klin. Wochenschrift*, XXXVI, 1923, nº 6.

— Ueber die Trombidiase in Alpen. *Wien. Klin. Woch.*, XXXVI, 1923, nº 33.

OUDEMANS (A.-C.). — Larven von *Trombididæ* und *Erythræidæ*. *Zool. Jahrb. Suppl.*, XIV, 1912, 230 p.

Laboratoire de Parasitologie de la Faculté de Médecine de Paris.

SUR QUELQUES PHLEBOTOMES DE YOUGOSLAVIE

Par Virgil NITZULESCU

Comme nous poursuivons des études systématiques et anatomiques sur les phlébotomes européens, nous nous sommes adressés à plusieurs savants étrangers, en les priant de nous envoyer du matériel. Or, dans un lot de phlébotomes que le Dr Tchédomir Simitch, de Skoplje, a bien voulu nous adresser (1), nous venons de trouver des formes de phlébotomes qui présentent un intérêt particulier et qui feront l'objet de cette note.

Le lot comprenait un exemplaire mâle typique de *Phlebotomus perniciosus* Newst. que nous ne décrirons pas ici, trois exemplaires mâles, ressemblant au premier abord à *P. perniciosus*, mais différant de celui-ci par des caractères qui seront exposés dans la suite, le reste du lot étant formé par des femelles dont nous donnerons de même la description plus bas.

Nous commencerons par la description des trois mâles. Nous donnerons des chiffres en microns représentant les différentes dimensions des organes quoique l'expérience acquise en mesurant une grande quantité de phlébotomes finit vite par convaincre combien ces chiffres sont variables, tant d'une manière absolue que relative. Souvent, par exemple, les deux antennes du même individu, les nervures correspondantes des deux ailes, etc., varient entre elles comme dimensions. Toutefois, en général, ces variations ne dépassent pas certaines limites et, comme nos trois exemplaires ont sensiblement une taille égale, en présentant les chiffres extrêmes, le plus petit et le plus grand pour un même organe, nous espérons donner une idée suffisante des dimensions respectives. Malheureusement, nous ne pouvons pas faire pour tous les organes la même chose, parce que plusieurs de nos phlébotomes ont perdu en cours de voyage une partie de leurs antennes et de leurs pattes. Dans ce cas, nous avons choisi l'exemplaire qui gardait l'organe en entier et nous n'avons mesuré cet organe que chez celui-ci.

(1) Nous exprimons ici encore une fois toute notre reconnaissance à notre ancien camarade du Laboratoire de parasitologie de la Faculté de médecine de Paris, le Dr Simitch, à qui nous avons tant d'obligation pour son précieux envoi.

Description des males

Dimensions

Tête et clypeus	395-405 µ
Thorax	550-575 µ
Abdomen	820-980 µ
1er Segment de la gonapophyse supérieure	270-300 µ
Total	2.035-2.260 µ

Antennes

Un seul exemplaire gardait les antennes entières. Voici les dimensions des différents segments de son antenne gauche :

Segm. I	72 µ	
Segm. II	72 µ	
Segm. III	280 µ	III > IV + V
Segm. IV	123 µ	III < IV + V + VI
Segm. V	123 µ	III < XII-XVI
Segm. VI	122 µ	IV + V < XII-XVI
Segm. VII	118 µ	IV + V + VI ≷ XII-XVI
Segm. VIII	112 µ	
Segm. IX	110 µ	
Segm. X	105 µ	
Segm. XI	103 µ	
Segm. XII	92 µ	
Segm. XIII	75 µ	
Segm. XIV	65 µ	
Segm. XV	61 µ	
Segm. XVI	68 µ	

Total de l'antenne : 1.701 µ, donc un millimetre trois quarts environ.

Palpes

Segm. I	40 µ	Formule palpale : 1, 4, 2, 3, 5.
Segm. II	140-150 µ	V > III + IV
Segm. III	155-160 µ	V < III + IV + II
Segm. IV	112-130 µ	V = ± IV × 2,5
Segm. V	290-355 µ	

Pattes

Un seul exemplaire a été mesuré ; taille de cet exemplaire: 2.050 µ.

Première paire de pattes :

Fémur	690 µ		
Tibia	740 µ		
Tarse 1	480 µ	$\frac{\text{Tarse 1}}{\text{Tarse 2}} = 1{,}9$	$\frac{2350}{2050} = 1{,}1$
Tarse 2	250 µ		
Tarses 3-5	370 µ		
Total	2.530 µ		

Deuxième paire de pattes :

Fémur	690 µ		
Tibia	890 µ		
Tarse 1	565 µ	$\frac{\text{Tarse 1}}{\text{Tarse 2}} = 1{,}9$	$\frac{2810}{2050} = 1{,}3$
Tarse 2	285 µ		
Tarses 3-5	380 µ		
Total	2.810 µ		

Troisième paire de pattes :

Fémur	780 µ		
Tibia	1.075 µ		
Tarse 1	655 µ	$\frac{\text{Tarse 1}}{\text{Tarse 2}} = 2{,}01$	$\frac{3285}{2050} = 1{,}5$
Tarse 2	325 µ		
Tarses 3-5	450 µ		
Total	3.285 µ		

Aile

Le bord postérieur de l'aile est plus arqué que le bord antérieur.

Longueur de l'aile	1.750-1.850 µ	
Largeur maxima	500-510 µ	
α	350-380 µ	$\frac{\alpha}{\beta}$ 1,70 — 1,80
β	206-210 µ	
δ	85-100 µ	

Armature génitale

En général, au type *major* ou *perniciosus*, cinq longues épines sur le deuxième segment de la gonapophyse supérieure. Une touffe de poils sur le premier segment au milieu de sa face interne (fig. 1).

Gonapophyse supérieure	segment I	270-300 µ
	segment II	142-148 µ
Gonapophyse inférieure		290-310 µ
Appendices intermédiaires		225-250 µ

L'organe intromittent présente une extrémité arrondie et un tubercule subapical inférieur. La pompe génitale mesure 90-110 μ. Elle est située chez un exemplaire dans le troisième segment, chez les deux autres dans le quatrième. Les filaments génitaux sortent loin de l'extrémité distale de l'organe intromittent. Leur longueur est de 680-760 μ.

$$\frac{\text{Filaments génitaux}}{\text{Pompe génitale}} = 6{,}9\text{-}7{,}5.$$

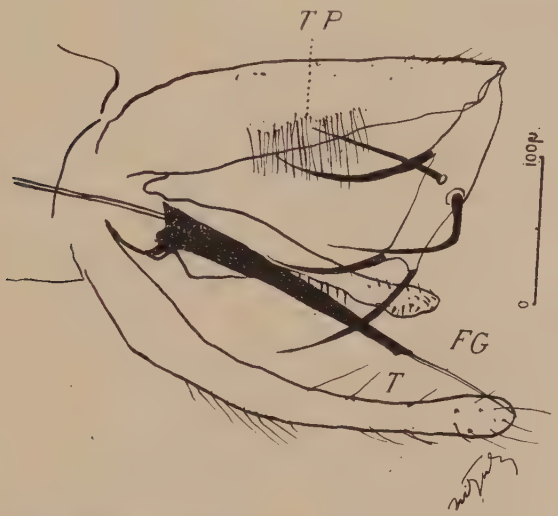


Fig. 1. — Armature génitale d'un des trois phlébotomes mâles de Skoplje (lot du Dr Simitch). TP, touffe de poils ; T, tubercule subapical inférieur de l'organe intromittent ; FG, filaments génitaux.

Discussion. — L'intérêt de ces trois exemplaires consiste dans le fait que tous les trois présentent des filaments génitaux très longs (fig. 2). Si on compare la longueur de la pompe à la longueur des filaments génitaux, on voit que ceux-ci sont au moins 7 fois plus longs. Chez *P. perniciosus,* les filaments génitaux sont très courts et la pompe est située dans les tout derniers segments de l'abdomen.

Le deuxième caractère important, chez ces trois phlébotomes, est que l'organe intromittent n'est pas taillé en biseau, ni bifide à l'extrémité, et présente en échange un tubercule subapical inférieur.

Ces deux caractères s'opposent à l'identification des phlébotomes de Skoplje avec le *P. perniciosus* Newst. et les rapprochent dans la même mesure de *P. major* var. *longiductus* de Parrot, phlébotome dont l'existence a déjà été signalée par nous en Europe et notamment en Roumanie dans un article précédent.

Le type de Skoplje et celui que nous avons décrit à Bucarest ne sont pas toutefois identiques. Certains détails les séparent. En voici quelques-uns :

Chez les phlébotomes de Skoplje, la touffe de poils de la gonapophyse supérieure est un peu moins marquée que chez l'exemplaire de Bucarest. L'organe intromittent est plus mince et plus long *comparé à l'appendice intermédiaire*. Son tubercule subapical est plus petit et un peu plus antérieur. Les filaments génitaux, qui comme nous venons de le voir, sont bien plus longs que chez *perniciosus*, sont néanmoins plus courts que chez la variété *longiductus* de Bucarest, chez lequel ils mesurent presque dix fois la lon-

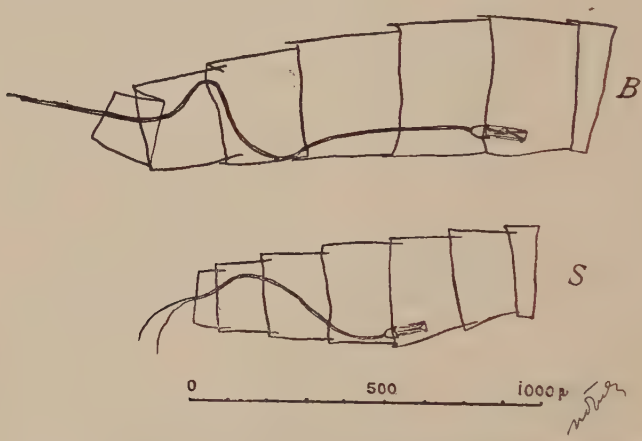


Fig. 2. — Abdomen du phlébotome mâle du type *chinensis* de Bucarest (B) comparé à celui de Yougoslavie (S). Les filaments génitaux sont dans le premier (B) presque dix fois aussi longs que la pompe, dans le second (S) seulement sept fois.

gueur de la pompe. Celle-ci était bien proximale dans le type de Bucarest (fig. 2). Elle arrive à peine jusqu'au troisième segment chez l'un des trois exemplaires de Yougoslavie, dans le 4e chez les deux autres.

De tous ces caractères, c'est naturellement la moindre longueur des filaments génitaux qui sépare le plus les deux types. La position de la pompe en elle-même a une importance relative car cet organe n'a pas une position fixe (du moins jusqu'à un certain point) chez un même individu. Si les filaments génitaux sortent par le pénis, la pompe descend dans la même mesure, et chez tous les exemplaires de Skoplje les filaments sortent. En ce qui concerne la longueur des filaments, certains phlébotomes d'Asie que Perfiliev identifie toutefois avec le *P. major* var. *longiductus*, présen-

tent des filaments encore plus courts, 6 fois la longueur de la pompe (fig. 24 de Perfiliev, *loc. cit.*) ; cette longueur est bien supérieure à celle de *P. major* ou de sa variété *perniciosus*.

Bref, nous nous trouvons en présence d'un type un peu différent de phlébotome à conduits génitaux très longs, que nous devons étiqueter, provisoirement au moins, comme *P. major* var. *longiductus*, à cause de la forme de l'organe intromittent et de la longueur relative des filaments génitaux. Mais la discussion ne finit pas ici.

Nous avons mentionné, dans notre précédent article, que Sinton reconnaît dans l'exemplaire décrit par Parrot sous le nom nouveau de *longiductus*, un mâle de *P. chinensis*, parce qu'il « *présente le même organe intromittent et les mêmes filaments génitaux* ». Or, les filaments du mâle de Parrot étaient excessivement longs et la pompe était bien proximale. Les phlébotomes de Skoplje doivent-ils eux aussi entrer dans la catégorie indiquée par Sinton, quoique leurs filaments génitaux soient moins longs ? Ou doit-on les mettre dans une catégorie à part, avec les *longiductus* décrits par Perfiliev ? En d'autres termes : les filaments génitaux de *P. chinensis*, doivent-ils nécessairement être excessivement longs ? Comme nous ne trouvons aucune description détaillée du mâle de *P. chinensis*, tâchons de reconstituer l'histoire de cette espèce.

Le *Phlebotomus chinensis* a été séparé de l'espèce asiatique *P. major* par Newstead, en 1916, sous la forme d'une simple variété de celui-ci : *P. major* var. *chinensis*. Les caractères qui la différenciaient du type *P. major*, étaient, dans la description de Newstead, très peu importants : longueur plus considérable du segment proximal de la gonapophyse supérieure, aplatissement à l'extrémité des cinq épines de cette gonapophyse et égalité des articles 2, 3 et 4 des palpes du mâle. Plus récemment, Patton et Hindle (1926) lui attribuent des caractères nouveaux : formule palpale 1, 4, 2, 3, 5 ; premier article du tarse trois fois plus long que le second et divers caractères de la nervation de l'aile.

C'est plus récemment encore, à la suite des très intéressantes recherches de Sinton et Barraud, d'Adler et Theodor, qu'on vient de séparer la variété *chinensis* comme une espèce à part, bien distincte de *P. major*. Ces auteurs ont observé que chez les phlébotomes en général, la forme des spermathèques et de l'armature pharyngienne de la femelle sont d'un grand secours dans la systématique. A l'inverse de ce qu'on croyait avant eux, les phlébotomes peuvent souvent se caractériser bien mieux par la femelle que par le mâle ; les caractères des mâles avaient fait du *Phlebotomus chinensis* une variété de *P. major* ; les caractères des femelles imposent la création d'une espèce indépendante. Les voici :

La *spermathèque* de *P. major* est largement crénelée sur les bords et se continue par un long cou suivi d'une petite tête ; celle de *P. chinensis* est fusiforme, à parois lisses, à col extrêmement court et présente, à sa surface, des lignes qui s'entrecroisent en circonscrivant des aires triangulaires.

Les *conduits des spermathèques* se terminent séparément chez *P. chinensis,* ils s'unissent à leur terminaison chez *P. major.*

L'*armature pharyngienne* de la femelle de *P. major* est formée de très petites dents groupées en petites séries linéaires, séparées les unes des autres et donnant l'impression de lignes pointillées souvent interrompues ; celle de la femelle de *P. chinensis* est formée de deux zones : une zone antérieure de dents assez larges, encerclée en arrière par une autre zone de lignes transversales.

Tous ces caractères sont bien nets et faciles à observer. Ce sont eux qui nous aideront à trancher la question des phlébotomes douteux d'Europe.

En effet, si les femelles des phlébotomes à conduits génitaux excessivement longs $\left(\text{rapport } \frac{\text{filaments}}{\text{pompe}} = 10{,}1\right)$ présentent les mêmes spermathèques et la même armature pharyngienne que les femelles des phlébotomes mâles à conduits génitaux un peu plus courts $\left(\text{rapport } \frac{\text{filaments}}{\text{pompe}} = 7{,}1 \text{ ou } 6{,}1\right)$, il serait hors de doute que la position de la pompe et la longueur des conduits sont des caractères variables dans le sein d'une même espèce ; si les caractères des femelles mentionnés plus haut sont justement ceux qui ont été découverts par Sinton et Barraud, Adler et Theodor dans l'espèce *chinensis,* nous pourrons affirmer la présence, en Europe, de cette espèce bien plus sûrement encore que nous n'avons pu le faire par la description des mâles seuls, d'autant plus qu'une partie de ces mâles ne se superposaient pas exactement aux mâles considérés par Sinton comme des *P. chinensis.*

Avant de continuer cette discussion, examinons donc de plus près les femelles du lot envoyé par le Dr Simitch et donnons leur description.

Description des femelles

Les femelles ont été gonflées par la potasse, afin de mieux voir les spermathèques. Les chiffres qui suivront sont donc un peu plus élevés qu'ils n'auraient été si nous avions monté simplement les insectes dans le baume.

Dimensions

Tête et clypeus	425-475 µ
Thorax	680-750 µ
Abdomen (les appendices supérieurs inclus)	1.525-1.750 µ
Total	2.630-2.950 µ

Antennes

Segm. I	70-75 µ	
Segm. II	67-75 µ	
Segm. III	255-270 µ	
Segm. IV	112-118 µ	
Segm. V	109-120 µ	
Segm. VI	109-118 µ	
Segm. VII	110-117 µ	III > IV + V
Segm. VIII	106-120 µ	III < IV + V + VI
Segm. IX	101-103 µ	III < XII-XVI
Segm. X	100-103 µ	IV + V < XII-XVI
Segm. XI	97-98 µ	IV + V + VI < XII-XVI
Segm. XII	90-98 µ	
Segm. XIII	89-90 µ	
Segm. XIV	70-74 µ	
Segm. XV	66-68 µ	
Segm. XVI	89-89	
Total	1.640-1.736 µ	

Palpes

Segm. I	40-50 µ	Formule palpale : 1, 4, 2, 3, 5
Segm. II	170-190 µ	1, 4 (2, 3), 5
Segm. III	180-190 µ	V > III + IV
Segm. IV	130-150 µ	V < II + III + IV
Segm. V	370-430 µ	V > IV × 2,5

Pattes

Première paire de pattes :

Fémur	775-830 µ
Tibia	880-890 µ
Tarse 1	515-540 µ
Tarse 2	280-300 µ
Tarses 3-5	400-430 µ

$$\frac{\text{Tarse 1}}{\text{Tarse 2}} = 1{,}8$$

Deuxième paire de pattes :

Fémur	735-820 μ
Tibia	1.005-1.065 μ
Tarse 1	605-650 μ
Tarse 2	305-325 μ
Tarses 3-5	430-440 μ

$\frac{\text{Tarse 1}}{\text{Tarse 2}} = 1{,}9\text{-}2{,}0$

Troisième paire de pattes :

Fémur	900-940 μ
Tibia	1.320-1.370 μ
Tarse 1	780-805 μ
Tarse 2	375-400 μ
Tarses 3-5	507-527 μ

$\frac{\text{Tarse 1}}{\text{Tarse 2}} = 2{,}01\text{-}2{,}08$

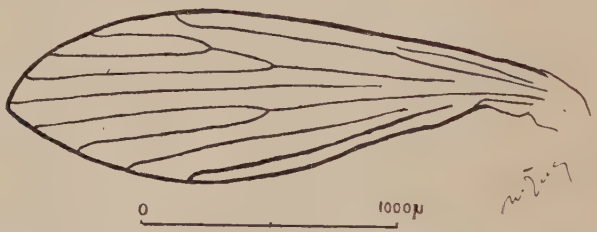


Fig. 3. — Aile d'une des femelles de Skoplje (lot du Dr Simitch).

Aile

Le bord postérieur est plus arqué que le bord antérieur (fig. 3) :

Longueur	2.240-2.280 μ
Largeur maxima...	640-660 μ
α	420-490 μ
β	250-275 μ
δ	100-150 μ
$\frac{\alpha}{\beta}$	1,53-1,81

Quelques exemples de rapports :

$\frac{\alpha}{\beta} = \frac{475}{265} = 1{,}78$; $\frac{\alpha}{\beta} = \frac{460}{255} = 1{,}81$

$\frac{\alpha}{\beta} = \frac{420}{275} = 1{,}53$; $\frac{\alpha}{\beta} = \frac{440}{275} = 1{,}6$

Spermathèques

Les spermathèques (fig. 4) sont fusiformes, assez allongées et présentent à leur surface des lignes qui s'entrecroisent en circonscrivant des aires triangulaires. Le col extrêmement court. Les conduits sont assez longs et se terminent séparément. Ce sont là les caractères des spermathèques de *P. chinensis*, tels qu'ils ont été décrits tout récemment par les auteurs cités plus haut.

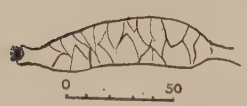


Fig. 4. — Spermathèque d'une des femelles de Skoplje (lot du Dr Simitch).

Dimensions de la spermathèque :

Longueur	80-85 μ
Largeur maxima	18-21 μ

Armature pharyngienne

Le pharynx (fig. 5), assez large, laisse voir à sa partie postérieure deux zones de dents distinctes : la première et la plus antérieure est triangulaire, avec la pointe en avant ; elle est formée de dents assez bien développées et noirâtres, ce qui fait qu'elle se distingue bien, même aux faibles grossissements. La deuxième zone, beaucoup plus pâle, est formée de lignes transversales, qui encadrent la première en arrière. Cette armature pharyngienne avec ses deux zones de dents correspond aussi aux descriptions du pharynx de *P. chinensis*. Il n'y a qu'à comparer la figure que nous en donnons (figure 5), avec les figures des auteurs anglais, pour s'en convaincre.

Fig. 5. — Armature pharyngienne d'une des femelles de Skoplje (lot du Dr Simitch).

Discussion. — Nous voilà donc en présence de femelles de phlébotomes capturées en Europe, et présentant des spermathèques et une armature pharyngienne caractéristique de l'espèce asiatique *P. chinensis*. Nous ne pouvons plus hésiter dans l'identification. Les femelles du lot du Dr Simitch, au moins dans l'état actuel de la classification des phlébotomes, ne peuvent être considérées autrement que comme appartenant au *P. chinensis*. Quant aux mâles décrits plus haut, tout nous porte maintenant à les considérer comme correspondant à ces femelles. En effet, comme nous l'avons vu, c'est de l'espèce *chinensis* qu'ils se rapprochent le plus. Le fait d'avoir des filaments génitaux un peu plus courts, fait qui n'avait pas empêché Perfiliev de considérer comme « *longiductus* » des phlébotomes semblables d'Asie, ne nous empêchera pas, nous aussi, de les considérer comme des *P. chinensis*, puisque nous avons trouvé à côté d'eux des femelles bien caractérisées comme telles.

Quant au phlébotome de Bucarest, nous hésitions dans notre publication antérieure à l'identifier avec le *P. chinensis*, bien que le mâle se superposât exactement à la description de Sinton, car nous n'avions pas encore trouvé de femelle correspondante, mais un fait nouveau vient de se produire. Une campagne de recherches,

systématiquement poursuivie à Bucarest par Mme le Dr G. Nitzulescu, a abouti enfin à la découverte d'un gîte dans lequel à peu près une centaine d'exemplaires mâles et femelles viennent d'être capturés. Tous les mâles de ce gîte, examinés jusqu'ici, étaient semblables à celui que nous avons décrit. Toutes les femelles présentaient l'armature pharyngienne et les spermathèques du *P. chinensis* (1).

De cet ensemble de faits d'observation s'appuyant mutuellement nous tirons les conclusions suivantes :

Résumé

Le *Phlebotomus major* var. *longiductus* de Parrot est bien le *P. chinensis* Newst.

Nous venons de rencontrer cette espèce asiatique en Europe et notamment en Roumanie et en Yougoslavie. Nous avons caractérisé les femelles par la forme des spermathèques et de l'armature pharyngienne et les mâles par la forme de l'organe intromittent et par la longueur plus ou moins grande des filaments génitaux.

Les caractères des mâles sont un peu variables mais les variations se montrent groupées de telle sorte qu'on semble autorisé à parler de types distincts :

1) Le *type de Yougoslavie* (représenté par les trois mâles étudiés) se présente avec un organe intromittent plus long et plus mince, un tubercule subapical plus petit, des filaments génitaux moins longs.

2) Le *type de Bucarest*, à organe intromittent plus court, à tubercule subapical plus développé et plus éloigné de l'extrémité, à filaments génitaux excessivement longs. C'est le type identique à celui décrit par Parrot à Bokhara.

Adler et Theodor ont d'ailleurs, avant nous, remarqué combien l'espèce *chinensis* est variable et ils ont figuré quelques caractères distinctifs revêtus par l'aile ou par l'organe intromittent, pour les exemplaires d'Alep, de Rosh Pinah ou de Chine. Il serait intéressant de constater si ces variations ne sont pas là encore en corrélation mutuelle et ne convergent pas vers certains types constants. Nous sommes convaincus qu'en récoltant du matériel dans ce but,

(1) Nous donnerons prochainement, dans un mémoire que nous préparons avec Mme Nitzulescu, une description détaillée des phlébotomes de ce gîte.

on pourra rendre un grand service à celui qui tentera de démembrer cette espèce si répandue.

Bibliographie

Adler et Theodor. — The distribution of sandflies and leishmaniasis in Palestine, Syria and Mesopotamia. *Annals of tropical Medecine and Parasitology*, XXIII, 1929, p. 269-306.

Newstead (R.). — On the genus *Phlebotomus*. Part. III, *Phlebotomus major*, var. *chinensis*. *Bull. of entomological research*, VII, 1916, p. 191.

Nitzulescu (V.). — Contribution à l'étude des Phlébotomes de Roumanie. *Annales de Parasitologie*, VII, 1929, p. 430-437.

Patton et Hindle. — Notes on the species of Sandflies (genus *Phlebotomus*) of North China. *Proceedings of the royal Society*, B, C, 1926.

Parrot (L.). — Sur quelques phlébotomes de la Bokhara. *Archives de l'Institut Pasteur d'Algérie*, VI, 1928, p. 26-34.

Perfiliev (P.). — Zur vergleichende Anatomie von *Phlebotomus*. *Zeitschrift für Parasitenkunde*, I, 1928.

Sinton (J.). — The synonymy of the asiatic species of *Phlebotomus*. *Indian Journal of medical research*, XVI, 1928, p. 297-324.

Sinton (J.) et Barraud (J.). — Improved methods for the identification of some species of *Phlebotomus* used in experimental work. *Indian Journal of medical research*, XVI, 1928, p. 325-331.

Laboratoire de parasitologie de la Faculté de médecine de Bucarest.

CARACTÈRES MORPHOLOGIQUES ET BIOLOGIQUES DE CERTAINES ESPÈCES DE *MONILIA* (1)

Par **F. REISS**

Professeur adjoint de dermatologie au Collège de médecine
de l'Université nationale centrale de Shanghai

Linné s'exprime ainsi au sujet des champignons au § 313 de sa *Philosophia botanica* (1751) : « *Fungorum ordo in opprobrium artis etiamnum chaos est, nescientibus botanicis in his, quid species, quid varietas sit.* » Cette opinion est encore vraie de nos jours, parce que, malgré les excellents travaux qui ont paru dans ces dernières années, la classification des champignons parasites est encore un véritable chaos.

Dans le groupe des dermatophytes, Ota et Langeron ont apporté beaucoup d'ordre et de clarté, en proposant une classification véritablement botanique. Mais le genre *Monilia* ne paraît pas avoir tenté beaucoup les chercheurs. Pourtant il n'est pas douteux que les *Monilia* jouent un rôle dans la pathologie tropicale. Non seulement ces champignons produisent des dermatomycoses, mais, dans beaucoup de cas, ils s'attaquent aussi aux poumons et aux autres organes. Bien que les caractères culturaux des *Monilia* aient été utilisés pour la distinction des espèces, il y a en outre des différences considérables dans leur action biologique sur les divers hydrates de carbone. De plus, il y a aussi des différences très nettes dans leur développement dans les divers milieux liquides ; enfin il y a encore des différences, légères à la vérité, mais distinctes, dans leurs caractères morphologiques.

I. — Caractères morphologiques

Monilia krusei. — Les cultures en goutte pendante en *eau peptonée* montrent surtout des formes levures ovalaires qui naissent habituellement entre les segments des filaments ; ces derniers sont abondants et leurs articles sont arrondis aux extrémités.

Dans le *glycose*, les formes levures sont distinctement plus

(1) Traduit de l'anglais par le Dr M. Langeron.

Annales de Parasitologie, t. VII, n° 6. — 1er novembre 1929, p. 506-510.

grandes, mais les filaments mycéliens sont beaucoup plus courts. Dans le *maltose,* les formes levures sont de dimensions variées ; les filaments sont peu allongés et formés surtout de courts articles. Dans le *lactose,* les formes levures sont beaucoup plus petites et il n'y a pas de filaments.

Monilia tropicalis. — En goutte pendante en *eau peptonée,* les formes levures sont plus ou moins arrondies ; les filaments sont bien développés et certains d'entre eux présentent une forme en raquette.

L'apparence est la même dans le *glycose.* Dans le *maltose,* les formes levures sont encore arrondies, mais beaucoup plus grandes que dans l'eau peptonée ; les filaments sont peu développés et formés de courts segments. Dans le *lactose,* le développement est pauvre ; les filaments sont très longs et très minces.

Monilia macedoniensis. — En goutte pendante en *eau peptonée,* les formes levures sont ovales et bourgeonnent peu ; il n'y a pas de filaments. Les blastospores ne présentent pas de disposition spéciale, mais sont dispersées et forment des amas plus ou moins denses.

Dans le *glycose,* les formes levures sont plus grandes, mais il n'y a pas de filaments. Il en est de même dans le *maltose,* mais les formes levures sont nettement plus petites. Dans le *lactose,* les formes levures sont très petites et bourgeonnent activement.

Monilia pinoyi. — En goutte pendante en *eau peptonée,* il n'y a pas de détails caractéristiques, à part le volume considérable des formes levures (4 µ 5). Il en est de même dans le *glycose* et le *maltose.* Dans le *lactose,* les formes levures sont beaucoup plus petites et les filaments très peu développés.

Monilia pseudotropicalis. — En goutte pendante en *eau peptonée,* les caractères sont ceux de *M. macedoniensis,* mais les formes levures sont beaucoup plus volumineuses ; il n'y a pas de filaments. Dans le *glycose,* le *maltose* et le *lactose,* il n'y a rien de particulier à mentionner, à part de petites différences de taille.

Monilia metalondinensis. — La culture en goutte pendante en *eau peptonée* est caractérisée par le développement très dense d'un mycélium cloisonné ; les formes levures sont ovales-arrondies. Le résultat est le même dans le *glycose,* le *maltose* et le *lactose ;* toutefois, dans le *lactose,* les filaments sont très courts et, dans le *maltose,* ils se forment en très petit nombre.

DIMENSIONS (DIAMÈTRE TRANSVERSAL) DE DIVERS *MONILIA*

	Eau peptonée		Glycose		Maltose	
	1re semaine	3e semaine	1re semaine	3e semaine	1re semaine	3e semaine
Monilia krusei.....	3 μ, 9	3 μ, 6	4 μ, 2	3 μ, 8	3 μ, 4	3 μ, 2
Monilia tropicalis.....	3 μ	2 μ, 6	5 μ, 4	3 μ, 9	6 μ	5 μ, 8
Monilia macedoniensis..	3 μ	2 μ, 8	4 μ, 5	3 μ, 3	3 μ, 3	2 μ, 6
Monilia pinoyi.....	4 μ, 5	3 μ, 4	4 μ, 2	3 μ, 8	4 μ, 4	3 μ, 5
Monilia pseudotropicalis.	4 μ, 8	4 μ	3 μ, 2	2 μ, 5	3 μ, 3	3 μ
Monilia metalondinensis.	3 μ	2 μ, 8	4 μ, 5	3 μ, 5	3 μ, 8	3 μ, 2

Comme on le voit par ce tableau, les éléments les plus volumineux sont ceux du *Monilia pinoyi* et du *Monilia pseudotropicalis*. La taille s'accroît considérablement dans le glycose et aussi, jusqu'à un certain point, dans le maltose. En outre, il y a une sensible diminution de taille à la 3e semaine. Ce fait est déjà très net à la fin de la première semaine, mais la différence n'est pas aussi remarquable que dans la suite.

II. — Caractères biologiques

Les réactions fermentatives sont, dans l'ensemble, celles qui ont été décrites par Castellani. Cela démontre que ce caractère est constant, d'autant plus que les souches que j'ai utilisées dataient d'une dizaine d'années.

Je ne reprendrai pas toute la série des réactions avec les divers sucres, mais, pour être tout à fait exact, je mentionnerai les différences légères que j'ai constatées. Je crois qu'elles n'ont pas grande importance, car il n'y a pas de variations essentielles pour les principaux sucres : glycose, lévulose, maltose, galactose, lactose, saccharose.

Monilia krusei. — J'ai observé l'apparition de l'acidité dans la glycérine, l'arabinose et l'amygdaline ; Castellani n'avait trouvé aucune modification.

Monilia tropicalis. — Mes résultats sont conformes à ceux de Castellani ; toutefois j'ai constaté, avec la dextrine, la formation d'acide et de gaz, tandis que Castellani avait vu le liquide rester normal. En outre, j'ai vu apparaître l'alcalinité dans le lait tournesolé, alors que Castellani avait observé seulement la formation d'acide.

Monilia macedoniensis. — J'ai trouvé avec l'arabinose une légère acidité, avec le raffinose de l'acidité et des traces de gaz, tandis que Castellani avait vu ces milieux rester normaux ; par contre, le lait tournesolé est resté normal, alors qu'avec Castellani il s'était coagulé avec formation d'acide.

Monilia pinoyi. — J'ai trouvé une légère acidité avec le galactose, de l'acidité avec le saccharose, de l'acidité et du gaz avec la dextrine ; le lait tournesolé est devenu alcalin. Castellani n'a observé aucun changement avec le galactose, le saccharose, la dextrine et le lait tournesolé.

Monilia pseudotropicalis. — Mes résultats sont identiques à ceux de Castellani.

Monilia metalondinensis. — Avec le glycose, le maltose et le galactose, il y a au début formation de gaz et d'acide, mais après la 3e semaine, l'acidité disparaît et il ne reste que le gaz. Castellani avait trouvé de l'acidité et du gaz après la 3e semaine. J'ai vu le lait tournesolé devenir alcalin, tandis que Castellani n'a pas observé de modification.

On voit qu'en somme ces réactions s'éloignent peu de celles qui ont été décrites par Castellani, mais il n'est pas encore possible de savoir d'où proviennent les légères différences observées.

Spaar a publié une courte note sur les réactions biochimiques de *Monilia krusei, M. macedoniensis* et *M. tropicalis ;* il a obtenu exactement les mêmes résultats que Castellani, avec cette exception que la réaction produite par *Monilia macedoniensis* dans l'inuline a lieu après 72 heures, fait observé aussi pour *Monilia tropicalis* avec le maltose et le galactose. En outre, il a trouvé une légère acidité sans formation de gaz avec le raffinose ; j'ai constaté la même réaction, mais avec quelques bulles de gaz.

Il est donc certain qu'il y a, entre ces diverses espèces de *Monilia,* des différences biochimiques qui sont très utiles pour leur différenciation. De même il est certain aussi qu'il y a de grandes différences entre leur pouvoir pathogène : en plus des faits cliniques, on en trouve une preuve très convaincante dans les belles études expérimentales de Redaeli sur les moniliases.

Résumé

Nous avons essayé de montrer que les réactions de Castellani chez les *Monilia* présentent des variations très faibles et de peu d'importance, quel que soit l'âge des souches. Ces réactions nous offrent donc un excellent moyen de différenciation des diverses espèces de *Monilia*. A ce moyen s'ajoutent les différences morphologiques que nous venons de décrire dans les différents milieux de culture.

Bibliographie

Castellani et Chalmers. — *Manual of tropical medicine*, 3e édition. Londres, Baillière, Tindall et Co, 1919 ; cf. p. 1079-1092.

Castellani (A.). — Milroy lectures on the higher fungi in relation to human pathology. *Journ. of trop. med. and hyg.*, XXIII, 1920, p. 101-110, 117-125, 133-138.

Redaeli (P.). — Experimental moniliasis. *Journ. of trop. med. and hyg.*, XXVII, 1924, p. 211-213.

Spaar (E.). — A brief note on the biochemical reactions of certain fungi, viz. *Monilia krusei, M. macedoniensis* and *M. tropicalis*. *Journ. of trop. med. and hyg.*, XXIX, 1926, p. 47-48.

Ross Institute and Hospital for tropical diseases,
Department for tropical dermatology. Laboratoire du Prof. Castellani.

Explication de la planche VIII

Fig. 1. — *Monilia krusei* Castellani, 1909.

Fig. 2. — *Monilia tropicalis* Castellani, 1909.

Fig. 3. — *Monilia macedoniensis* Castellani, 1917.

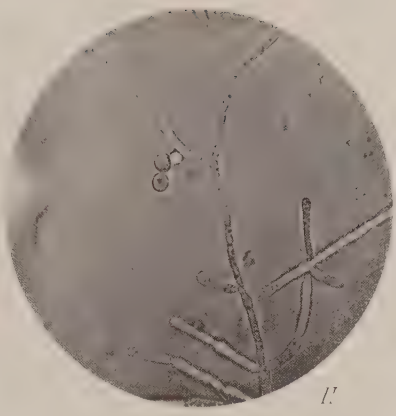
Fig. 4. — *Monilia pinoyi* Castellani, 1910.

Fig. 5. — *Monilia pseudotropicalis* Castellani, 1910.

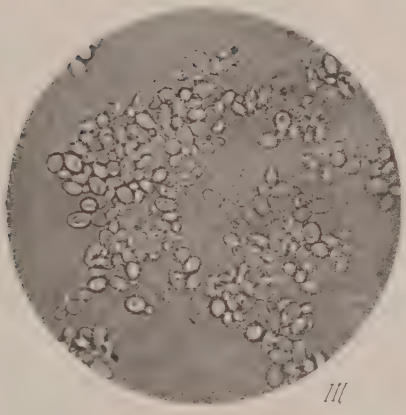
Fig. 6. — *Monilia metalondinensis* Castellani, 1916.

Toutes ces microphotographies ont été faites d'après des cultures de 24 heures en goutte pendante en eau peptonée.

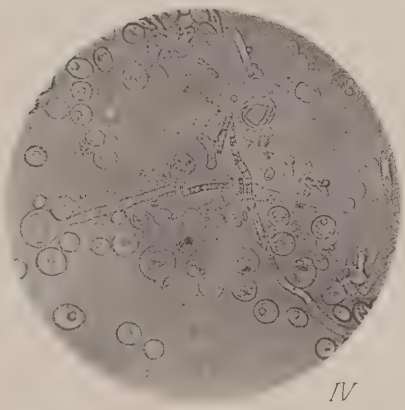
I



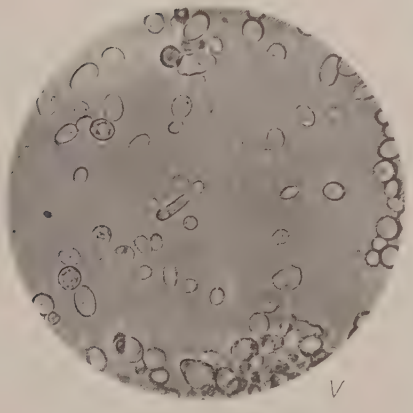
II



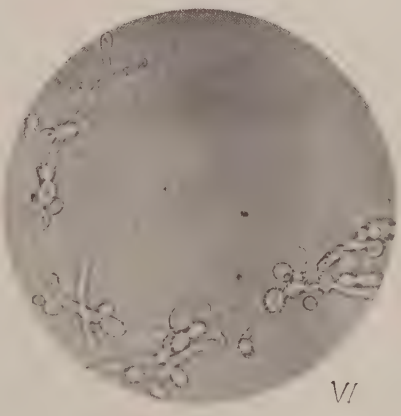
III



IV



V



VI

MASSON ET Cie, ÉDITEURS.

SUR UN *GRUBYELLA* PARASITE DE SIMULIDÉS

GRUBYELLA OCHOTERENAI N. SP.

Par R. CIFERRI

Origine de la souche (1). — Le Prof. I. Ochoterena, secrétaire perpétuel de la Société mexicaine de biologie, a isolé cette espèce du corps de quelques Simulidés indéterminés, aux bords du Mezcala (Etat de Guerrero). Les cultures premières ont été obtenues sur gélose de Sabouraud (étiquette n° 235).

Aspect du champignon dans la nature. — Nous ne connaissons les caractères du parasite sur l'hôte que d'après les photographies envoyées par I. Ochoterena et après nos essais d'infection de quelques diptères. Ces insectes, infectés expérimentalement, étaient, d'ordinaire, fixés au tube à essai par un réseau dense d'hyphes mycéliennes, rayonnant autour du corps de l'insecte. Trois ou cinq jours après la mort, on voyait un duvet très mince, irrégulier, et aussi des petites touffes mycéliennes blanchâtres, cachant en partie le corps des insectes, qui, dans nos expériences, étaient sujets à une rapide décomposition des tissus, peut-être d'origine bactérienne, qui empêchait une étude plus avancée. Dans ces conditions, le champignon était toujours peu différencié morphologiquement et normalement réduit au simple mycélium avec quelques aleuries et arthrospores. Le fig. 1 donne une idée de l'aspect du champignon sur ses hôtes naturels ; nous n'avons jamais obtenu, dans nos essais d'infection, cette abondance de développement.

Caractères culturaux. — Ces caractères varient suivant la composition du milieu, particulièrement des milieux pepto-sucrés ou d'origine végétale non-peptonés. Le début des cultures sur gélose est presque toujours assez rapide et se produit généralement dès

(1) Nous avons reçu cette souche de M. le Prof. Isaac Ochoterena, secrétaire perpétuel de la Société Mexicaine de Biologie. Nous sommes heureux de remercier ici M. le Prof. Ochoterena qui nous a confié l'étude de cette très intéressante espèce.

Cette souche a été déposée au *Centralbureau voor Schimmelculturen* de Baarn (Hollande), à l'*American Type Culture Collection* de Chicago (U. S. A.), et à la *National Collection of Type Culture* de Londres (Angleterre).

Annales de Parasitologie, t. VII, n° 6. — 1er novembre 1929, p. 511-523.

le deuxième ou le troisième jour après l'ensemencement. Toutes les cultures ont été effectuées à la température du laboratoire (environ 26-34° C.).

1. *Gélose pepto-glycosée de Sabouraud* (formule originale; *p*H = 6,6). — Début assez rapide et facile, avec un type de colonie plus caractéristique que dans d'autres milieux ; du troisième au cinquième jour, on observe une petite saillie blanchâtre, plus ou moins spongieuse, de forme presque hémisphérique, entourée d'un mycélium rampant, mince, lisse et blanc, rayonnant. La couleur vire lentement au blanc sale, pendant que la colonie se développe. Après 10 à 15 jours, le champignon a envahi toute la surface du milieu dans le tube à essai ; la colonie est alors duveteuse ou même laineuse, irrégulière. En matras, la colonie adulte est blanchâtre ou grisâtre, parfois jaunâtre, avec la partie centrale hémisphérique ou presque acuminée. La partie périphérique est un peu plissée radialement. Le développement du champignon est plus caractéristique dans ce milieu que dans les autres ; la formation des touffes irrégulières est plus rare.

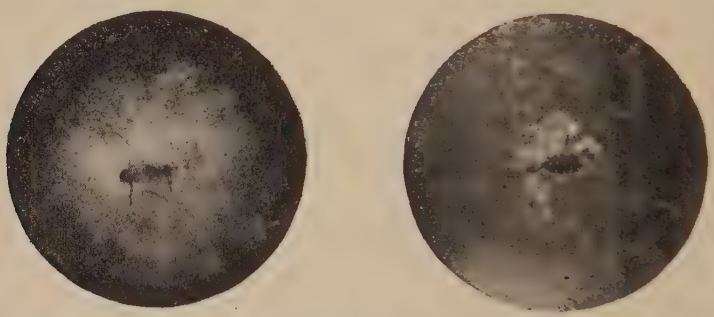


Fig. 1. — Simulie parasitée par *Grubyella ochoterenai* Cif., n. sp. ; *à gauche :* vue latérale ; *à droite :* vue ventrale. (Photographie de I. Ochoterena ; × 2).

2. *Pomme de terre.* — La croissance est rapide, avec formation d'un feutrage blanc, cotonneux, souple et mou, avec hyphes mycéliennes rarement dressées, normalement presque couchées, qui couvrent toute la surface libre de la pomme de terre. Après quelques jours, la colonie vire au jaune sale ; plus tard encore, la couleur est plus foncée. Le champignon végète donc bien sur ce milieu.

3. *Carotte.* — La culture est presque semblable à la précédente, mais plus pauvre.

4. *Gélose au bouillon de carotte* (*p*H, 6,8). — Pas très favorable au champignon. La culture est tardive et ne couvre que malaisé-

ment la surface libre de la gélose. Les touffes mycéliennes sont moindres et plus rares, et virent vite au jaune sale et au jaune ocre. La production d'éléments morphologiques différenciés est aussi rare et tardive.

5. *Gélose aux prunes* (Difco) (*p*H, 7,0) (1). — Développement moins abondant que dans la gélose peptonée, semblable au précédent.

6. *Gélose à la farine de maïs* (Difco) (*p*H, 7,2). — Ce milieu est sans doute un des plus défavorables au développement du champignon ; il y forme avec difficulté de petites touffes avec hyphes rares et superficielles. De même, les éléments morphologiques différenciés sont rares.

7. *Gélatine au bouillon pepto-glycosé* (2) (*p*H, 6,6). — Culture peu différente de celle sur gélose pepto-glycosée. Il y a liquéfaction de la gélatine.

8. *Gélose au malt* (Difco) (*p*H, 7,2). — Développement presque égal à celui qu'on observe sur gélose aux prunes.

9. *Bouillon pepto-glycosé* (2) (*p*H, 7,0). — Développement assez dense, mais superficiel, particulièrement sur les parois mouillées du tube. Il n'y a pas d'éléments caractéristiques, sauf une abondance relative d'hyphes mycéliennes simples ou ramifiées et des chlamydospores.

10. *Milieu de conservation de Sabouraud* (formule originale ; *p*H = 6,8). — Développement et colonies semblables aux précédentes, mais plus pauvres.

Nous avons aussi essayé plusieurs autres milieux sans rencontrer de caractères culturaux particuliers.

Nous avons étudié les caractères du champignon d'abord sur gélose pepto-glycosée de Sabouraud, en cultures jeunes et âgées jusqu'à trois mois, puis sur d'autres milieux solides. Nous avons déjà noté que le milieu de Sabouraud est le plus favorable au développement d'éléments caractéristiques. Pour l'étude de la croissance et de la reproduction en microculture, nous avons employé la méthode de microculture sur lamelle (3), plus complète que la méthode des microcultures en cellules van Tieghem, et que celle des lames mouillées d'après de Beurmann et Gougerot, etc.

(1) Les milieux « Difco » sont préparés par la Digestive Ferments Company de Detroit (U. S. A.) ; ils ont une composition toujours constante.

(2) Formule du Comité des bactériologistes américains.

(3) La description de cette méthode, partiellement dérivée de celles de Unna, de de Beurmann et Gougerot, etc. (voir Langeron, 1925), est en cours de publication.

Caractères morphologiques. — *Mycélium.* — Dans les cultures âgées de 3-4 jours, le mycélium s'allonge presque horizontalement; les hyphes sont minces, plus ou moins ramifiées, assez régulières, septées et peu aisément colorables avec le bleu coton au lactophénol. On ne peut voir que rarement des hyphes à section ronde entrelacées en « nid d'oiseau », formation déjà connue dans d'autres espèces de dermatophytes. La forme mycélienne est la plus apparente et la plus abondante, en particulier dans les cultures jeunes, mais aussi dans les vieilles cultures. Il en est de même des chlamydospores qui apparaissent de préférence dans les cultures sur milieux peu favorables. Les jeunes hyphes mycéliennes ont géné-

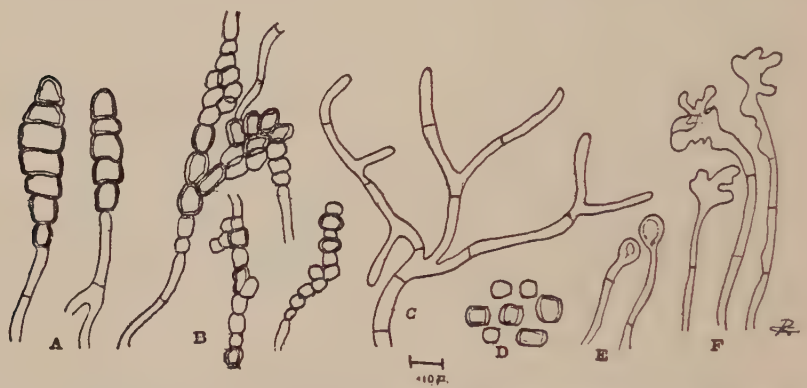


Fig. 2. — Eléments morphologiques du *Grubyella ochoterenai* Cif., n. sp. ad int. A, pseudo-fuseaux formés de chaînes de chlamydospores (arthrospores); B, chaînettes de chlamydospores; C, hyphe mycélienne ramifiée; D, chlamydospores isolées ; E, aleuries ; F, masses terminales.

ralement 2 µ de diamètre, mais elles peuvent osciller entre 1 et 4 µ; cette dernière dimension est atteinte dans les hyphes plus âgées (fig. 2, C).

Chlamydospores. — Généralement, les chlamydospores intercalaires sont assez rares, et plus encore les chlamydospores pédonculées. Leur forme est ovoïde, elliptique ou ronde, avec une membrane généralement épaisse. Leur diamètre moyen est de 11 µ, 5-14 µ, mais peut varier entre 10 µ (ou parfois moins) et 16 µ (fig. 2, D). Les chlamydospores pédonculées sont insérées sur l'hyphe principale par une hyphe secondaire de longueur variable, généralement courte (4-6 µ) et rectiligne ou peu sinueuse, très rarement ramifiée (et alors presque toujours une branche seulement est fertile). Quelquefois aussi la tige mycélienne est très courte, et la chlamydospore presque sessile ; quelquefois encore les chlamydospores sont

plus longues que leurs congénères (jusqu'à 3 fois et plus) (fig. 2). Les chlamydospores terminales sont presque toujours isolées, ou rarement groupées par deux ou par trois, quoique conservant leur forme ; nous n'avons jamais vu les chandeliers faviques ou les agrégations verticillaires du type *Acrotheca* selon Ota et Galliard, remarqués dans d'autres espèces de *Grubyella*. Les chlamydospores isolées sont généralement rares en milieux solides comme en milieux liquides ; en tous cas, nous n'avons jamais vu de multiplication par gemmation du type levure. Les chlamydospores sont très rarement septées. Il est possible que les chlamydospores terminales ne soient pas septées et que beaucoup de chlamydospores intercalaires soient simplement formées de deux cellules adhérentes. La coloration décèle quelquefois, la double cloison des deux chlamydospores contiguës.

Toutes ces formes sont colorables par le bleu coton au lactophénol, surtout dans les cultures jeunes ; mais la pénétration est généralement lente. On peut l'accélérer par le chauffage.

Nous joignons à ces éléments les formations pseudo-conidiennes ou conidies du type *Endoconidium* selon Ota et Langeron qui, après tout, ne sont autre chose que des arthrospores intercalaires plus petites que les normales. Ces productions sont sûrement plus nombreuses que les vraies chlamydospores et, pour cela, toujours plus visibles. Il y a de nombreuses formes de passage entre les petites formations pseudo-conidiennes et les plus grandes chlamydospores intercalaires. Ces pseudo-conidies ont des formes variables, soit cylindriques, allongées, soit ellipsoïdes et ovoïdes, et même arrondies. Les chaînes sont fréquemment courtes et formées normalement de 3-5 éléments ; leur nombre peut aller jusqu'à 8, et plus rarement 10. Peu fréquent est le cas d'une répétition de chaînettes dans la même hyphe mycélienne, avec formation de deux ou plusieurs séries monilioïdes contiguës ou séparées par une étendue plus ou moins longue de mycélium cylindrique ordinaire. Les dimensions varient entre 3 et 5 µ. Nous croyons que les véritables chaînettes terminales sont très rares ; plus fréquemment, l'apparence est dûe au bris de la chaînette intercalaire. Ayant isolé ces éléments, nous avons essayé inutilement d'en obtenir la germination en microcultures liquides ou solides sur lamelles. Ces pseudo-conidies peuvent aussi se colorer très bien avec le bleu coton.

Massues terminales. — Ces éléments sont relativement rares et de forme généralement confuse. Une des formes les plus fréquentes est la ramification irrégulièrement dichotome avec branches étroites et presque fasciculées ou en pinceau, avec les extrémités très peu renflées (fig. 2, F).

Aleuries. — Ces éléments sont presque toujours très rares, et plus rarement encore bien développés et complets. Très rarement aussi, on peut voir plusieurs aleuries sur la même hyphe ou dans un même champ microscopique. Ce sont des éléments fréquemment arrondis, ou un peu allongés, rudimentaires, presque toujours petits (moins de 5 μ de diamètre), unis à l'hyphe principale par un filament mycélien court (de la même longueur que l'aleurie, ou de longueur double), continu, non recourbé et mince (fig. 2, E). Ces aleuries n'arrivent jamais à se détacher, elles sont toujours isolées.

Nous avons considéré ces éléments comme des aleuries, mais, en réalité, il est possible que ce soient des formes moins développées ou atrophiques de chlamydospores latérales pédonculées ; le seul caractère différentiel entre les aleuries imparfaites et les chlamydospores, à savoir les dimensions plus petites des premières, perd précisément sa valeur si l'on considère ces éléments comme des chlamydospores atrophiées. A l'appui de cette hypothèse, déjà notée en passant par Ota et Galliard (1926) à propos de *Grubyella camerounensis,* on peut citer le fait que nous n'avons jamais vu ces éléments se détacher naturellement de leur hyphe mycélienne génératrice, ni présenter des insertions comparables à celles des vraies aleuries sur les sporophores. Nous n'avons jamais vu non plus la germination de ces aleuries, soit dans les milieux liquides, soit sur les milieux solides.

Autres éléments morphologiques. — Nous n'avons pas observé d'autres éléments morphologiques, sauf rarement des chandeliers faviques très peu développés. On peut voir aussi des pseudo-fuseaux formés avec des chlamydospores en chaînettes de diamètre différent (voir les observations à propos des microcultures sur milieux solides).

Développement du champignon. — *Microculture liquide.* — Dans le bouillon pepto-glycosé de Sabouraud (*p*H-7) (température 26°-32° C.), on observe, le premier jour, un allongement et une ramification progressive des hyphes. Du second jour au troisième, il y a formation de quelques chlamydospores, surtout intercalaires et de conidies, puis de chlamydospores terminales, mais toujours en très petit nombre. Du cinquième au dixième jour, lorsque le champignon a presque complètement cessé de croître, on peut voir quelques pseudo-aleuries. Il n'y a pas de massues ou d'autres éléments complexes. Les chlamydospores peuvent germer, isolées ou sur place, avec production d'un filament mycélien du même type que les parties ensemencées. Donc, en

microcultures liquides, la forme dominante (et on pourrait dire, presque exclusive) est la forme mycélienne. Ce résultat confirme celui des macrocultures sur le même milieu.

Nous devons observer que cette partie de l'étude, généralement effectuée pour d'autres groupes de champignons, en particulier en mycologie pure, est souvent négligée lorsqu'il s'agit des dermatophytes. Quoiqu'on ne puisse tirer parti de cette étude pour ce groupe dans la même mesure que dans d'autres groupes à cycles complexes, avec plusieurs éléments reproducteurs joints à différents états métagénétiques, ou dans lesquels ont lieu des phénomènes sexuels d'un intérêt particulier, on ne devrait pas négliger l'étude du développement en microcultures liquides et solides. La microculture peut établir la succession, la connection, et, dans une certaine mesure, la valeur des différents éléments observés. Par exemple, l'incapacité de germination des aleuries dans les mêmes conditions où elle a lieu pour d'autres éléments, confirme, d'une façon indirecte, la possibilité qu'il s'agisse de chlamydospores imparfaites ou atrophiées. De même, en étudiant en microculture la formation des pseudo-fuseaux composés de séries d'arthrospores de différentes dimensions, on ne peut pas les confondre avec les vrais fuseaux, car dans les premiers la formation et le cloisonnement sont graduels, au fur et à mesure qu'il y a formation d'arthrospores, tandis que dans les seconds, la forme fuselée est produite d'emblée et le cloisonnement est postérieur. La sûreté de l'interprétation du fuseau est un point particulièrement important, car, suivant la systématique d'Ota et Langeron, elle conduit à un genre différent des Closterosporées.

Microculture solide. — Dans la gélose pepto-glycosée de Sabouraud (formule originale, *p*H-6,6, température 26°-32° C.), on observe presque dès le début la formation de conidies du type *Endoconidum* et de chlamydospores terminales et intercalaires, ces dernières précédant les autres. L'extension de la colonie s'effectue, au début, en surface, et presque radialement. Déjà à la fin du premier ou deuxième jour, elle s'étend aussi en profondeur, mais avec limitation au point d'ensemencement si l'épaisseur de la couche du milieu dans quelques points, permet cet approfondissement (1).

(1) Dans la méthode de la microculture sur lamelle, selon la note précédente (Ciferri 5), nous avons conseillé la formation de la couche la plus mince possible, pour une plus grande visibilité. Cependant, dans le cas de l'étude du développement en profondeur des colonies, il peut être avantageux d'épaissir le milieu solide aux bords de la lamelle. Pour cela il suffit de donner une plus petite inclinaison à la lamelle dans le tube, ou plus facilement encore, d'autoclaver les tubes à essai renfermant les lamelles en position presque horizontale. Le milieu, dans ce cas, ne pourra s'égoutter complètement et, dans le refroidissement, s'épaissira sur le bord le plus bas.

Des nœuds du mycélium, c'est-à-dire du point où il y a une ramification mycélienne plus dense (généralement d'une plus grosse chlamydospore), partent des hyphes simples ou bifurquées, courtes, presque rhizoïques, qui s'enfoncent dans le milieu jusqu'à la face plane de la lamelle (1), quelquefois avec formation de pelotons lâchement entrelacés. Sur place, on peut facilement observer la germination des chlamydospores, soit intercalaires, soit terminales, avec formation de tubes germinatifs identiques aux hyphes mycéliennes ; on l'observe aussi, mais plus difficilement, pour les conidies arthrosporées. La formation des massues terminales a lieu dans les dernières phases du développement, parallèlement à la formation des pseudo-aleuries, que nous n'avons jamais vu germer, sur place ou isolées. La formation des pseudo-fuseaux (chaînettes d'arthrospores en forme de fuseaux) est du type de production des arthrospores en chaîne.

Position systématique du champignon. — L'absence de production de fuseaux et la présence d'arthrospores accouplées avec différents éléments morphologiques accessoires nous permet de situer cette espèce dans le genre *Grubyella* Ota et Langeron, car nous adoptons la simple et excellente systématique de MM. Ota et Langeron (1923) (2). Dans ce genre, on connaît 12 espèces avec 2 variétés, dont voici l'énumération :

1. — *Grubyella schœnleini* (Lebert) Ota et Langeron, 1923 (typus) (= *Achorion schœnleini* Lebert, 1845).

(1) Nous croyons qu'une des causes de l'adhérence du milieu à la culture, dans certaines espèces, est l'émission et la multiplication de ces hyphes rhizoïques, mais aussi, le changement des caractéristiques physico-chimiques du milieu. Dans notre cas, l'émission de ces hyphes est rare.

(2) Quoique cette systématique soit, sans doute, la plus complète à l'état actuel de nos connaissances sur cette sous-famille de Conidiosporacées, nous avons, dans une autre publication (1928) présenté des réserves sur l'opportunité d'abandonner les noms génériques de la vieille systématique médicale de Sabouraud, conservée par Ota et Langeron avec diagnose corrigée (*Trichophyton* Malmst. emend., *Epidermophyton* Lang emend. et *Endodermophyton* Cast. emend.), à cause du démembrement des genres originaux et de la grande différence entre les vieilles caractéristiques génériques et les nouvelles « *sensu emendato* ». L'article 51, 4, 2e partie, des *Règles internationales de nomenclature botanique*, prévoit le rejet d'un nom générique lorsqu'il devient « *nomen ambiguum* ». Nous croyons que, changeant ainsi radicalement la systématique, il est pratique aussi de couper complètement avec l'ancienne nomenclature générique. En outre, la première nomenclature de Grigoraki, irrégulière et sans valeur selon les *Règles* ci-dessus citées, existe, quoique sous forme synonymique. Etant donné que quelques genres de Grigoraki sont substantiellement les mêmes que ceux de la systématique d'Ota et Langeron, on peut facilement accepter avec limitation à ces trois genres, la nomenclature de Grigoraki avec les diagnoses génériques d'Ota et Langeron, en substituant *Aleuriospora* Grig. *sensu stricto* à *Epidermophyton* Lang et *Arthrosporia* Grig. *sensu stricto* à *Endodermophyton* Cast. emend. Ota et Langeron. *Ces changements de noms génériques n'impliquent pas un changement dans la substance de la systématique établie par Ota et Langeron.* Dans notre publication déjà citée nous avons accepté aussi le genre *Spiralia* Grig., avec beaucoup de réserves et fait confiance à

1 *a*. — *G. schœnleini* var. *castanea* Taniguchi, 1925.

1 *b*. — *G. schœnleini* var. *mongolica* Hashimoto et Ota, 1925.

2. — *G. alba* (Sab.) Ota et Langeron, 1923 (= *Trichophyton album* Sab., 1909).

3. — *G. camerounensis* Ota et Galliard, 1926.

4. — *G. ochosenica* (Takah.) Ota, 1928 (= *Trichophyton ochosenicum* Takah., 1925).

5. — *G. discoides* (Sab.) Ota et Langeron, 1923 (= *Trichophyton discoides* Sab., 1909).

6. — *G. farcinimosa* (Riv. et Micell.) Ota, 1925 (= *Cryptococcus farcinimosus* Riv. et Micell., 1883) (1).

7. — *G. ferruginea* (Ota) Ota et Langeron, 1923 (= *Microsporum ferrugineum* Ota, 1922).

8. — *G. ochracea* (Sab.) Ota et Lang., 1923 (= *Trichophyton ochraceum* Sab., 1909).

Selon Brumpt (2), qui adopte entièrement la classification d'Ota et Langeron, à la liste ci-dessus, il faut ajouter les espèces suivantes :

9. — *G. angolensis* (de Mello et Paes) Brumpt, 1927 (= *Trichophyton angolensis* de Mello et Paes, 1923).

10. — *G. avium* (Neveu-Lemaire) Brumpt, 1927 (= *Trichophyton avium* Neveu-Lemaire, 1921).

11. — *G. caballina* (Neveu-Lemaire) Brumpt, 1927 (= *Trichophyton caballinum* Neveu-Lemaire, 1921).

12. — *G. luxurians* (Brault et Viguier) Brumpt, 1927 (= *Trichophyton luxurians* Brault et Viguier, 1916).

Une rigoureuse comparaison de notre souche avec toutes ces espèces aurait imposé l'observation et l'étude parallèles des douze espèces avec notre champignon ; ce travail était impossible à réaliser, car nous n'avons disposé que de descriptions résumées de quel-

son auteur, sous réserve d'étudier la valeur de ces éléments spiralés que Grigoraki déclarait non sujets à un pléomorphisme. Aujourd'hui nous lisons, dans une courte recension, que M. Grigoraki a retiré son genre, mais nous ne connaissons pas les raisons de cette renonciation. En particulier nous avons accepté intégralement le nom générique et les caractéristiques de *Grubyella* Ota et Langeron. Tout cela est en relation avec le premier essai de systématique de Grigoraki, car nous ne connaissons pas le deuxième.

(1) Il se peut que l'inclusion de cette espèce dans le genre *Grubyella* ne soit pas tout à fait justifiée. On ne peut pas nier la valeur de l'étude morphologique exacte et l'existence de tous les éléments morphologiques étudiés par Ota ; mais, dans ce cas complexe et non isolé, la position générique est liée à l'appréciation personnelle de l'un ou de l'autre des éléments reproducteurs. Pour cela l'assignation à un genre ou à un autre et même à un groupement ou à un autre, est une question subjective.

(2) Nous supposons que l'assignation de ces quatre espèces au genre *Grubyella* est due à Brumpt, car nous n'avons pas rencontré d'autres auteurs qui rapportent ces combinaisons binominales. Cependant, faute d'une indication précise, nous attribuons ces combinaisons à Brumpt avec quelques doutes.

ques-uns des *Grubyella* ci-dessus énumérés et nous n'avons eu aucun renseignement sur les deux variétés et l'espèce japonaise. Malgré cela, nous nous croyons autorisé à établir une espèce nouvelle au moins provisoire pour notre souche, surtout à cause de son habitat tout à fait particulier et nouveau. En effet, on a trouvé des *Grubyella* sur l'homme, les mammifères et sur plusieurs oiseaux, mais jamais encore sur des insectes. Comme cette nouvelle acquisition est due à la sagacité de M. Ochoterena, nous avons le plaisir de la lui dédier :

Grubyella ochoterenai Cif., n. sp. ad interim.

Coloniis juvenilibus in agaro (Sabouraud dicto) albis, spongiosis, umbonatis, radiatis, dein lanosis, usque flavidulis, irregularibus ; mycelio hyalino, septato, intricato-ramoso, 1-2, usque 4 μ diam. ; chlamydosporis intercalaribus, rarius pedunculato-lateralibus, ellipticis, ovoideis, 11,5 = 15 μ, vel rotundatis 10,5 μ diam. vel longis ; arthrosporis cylindrico-elongatis aut rotundatis, consuete 3-5, rarius 8-10 catenulatis, 3-5 μ, rarius 3-8 μ diam. vel longis, continuis vel septatis ; extremitatis ramificatio indistincte inflato-penicillatis, chlamydosporis imperfectibus seu aleuriis paucis, rotundatis vel plus minus elongatis, 5 μ diam., vel longis (characteribus ex cultura). Habitat : parasit. in toto corpore *Simuliidæ* indet., prope « Metzcala » Mexico, I. Ochoterena leg. et comm., nec non ex experim., *Hippelati texani* et *Culicoidi phlebotomi* (Diptera) Moca, Hispaniola. A cœteribus *Grubyella* præcipue ob matricem distinguenda.

Essai d'infection de quelques diptères. — Etant dans l'impossibilité de connaître l'espèce de Simulidés parasitée originairement et aussi de disposer facilement de *Simulium* vivants à Saint-Domingue, nous avons essayé l'infection de quelques autres diptères et notamment du *Culicoides phlebotomus* Willston (*Diptera-Chironomidæ*) et de l'*Hippelates texanus* Melloch (*Diptera-Oscinidæ*) (1). Nous avons capturé plusieurs échantillons vivants, en profitant de la quantité d'insectes qui voltigent autour des blessures ouvertes des chevaux, mulets, ânes, etc.

Ayant isolé les espèces choisies, nous les avons transportées dans un tube à essai contenant une culture de *Grubyella* âgée d'environ quinze jours, effectuée sur une longue et mince couche de gélose pepto-glycosée. Ayant eu la précaution de ne pas capuchonner le bouchon d'ouate de la culture, l'évaporation active avait presque desséché la gélose ; cela pour éviter l'engluement des insectes dans la gélose fraîche. Un ensemencement du matériel de culture nous

(1) Nous devons la détermination des insectes au Dr. G. Russo, entomologiste de la Station Agronomique Nationale de Moca, que nous remercions ici.

assura de la vitalité du *Grubyella*. Disposant de 26 exemplaires de diptères, nous en avons séparé 6 comme témoins sans infections ; les autres sont restés 24 heures dans le tube en contact avec la culture. Après, les insectes ont été transvasés dans un tube à essai stérilisé, bouché à l'ouate et enveloppé de gaze.

Le premier insecte mourut au cinquième jour et les derniers au onzième. De la totalité, 16 étaient tombés au fond, et 4 seulement étaient fixés aux parois du tube. Ayant observé ces derniers au microscope simple, on voyait leurs corps presque couverts d'une lanosité blanche, qui fixait l'insecte au tube par des hyphes sériées, irrégulièrement radiées. L'observation au microscope nous a révélé presque seulement du mycélium, avec quelques rares chlamydospores et quelques séries monilioïdes. Deux rétrocultures avec matériel prélevé à la périphérie des deux insectes fixés, nous ont assuré de l'identité du champignon. Parmi les insectes tombés au fond du tube, cinq seulement présentaient un mycélium blanc.

Comme nous l'avons indiqué auparavant, la presque totalité des insectes était sujette à une rapide décomposition d'origine bactérienne, causée probablement par les micro-organismes des blessures des chevaux, mulets, etc., car quelques insectes vivants, enfermés dans un tube de gélose au bouillon pepto-glycosé, ensemençaient abondamment le terrain d'une ou plusieurs espèces de schizomycètes.

Nous avouons que ces expériences, quoique positives, ne sont pas probantes. Il y a deux possibilités d'erreur.

1° le développement du champignon sur l'insecte s'effectue « post-mortem », par les germes du champignon transportés des cultures ;

2° l'infection des insectes est possible par suite de l'inanition forcée de la captivité. Il serait nécessaire d'établir des expériences comparatives sur insectes dans des conditions favorables d'élevage que nous n'avons pu effectuer ;

3° on n'a pas essayé l'infection de Simulidés.

Cependant, comme nous le verrons, cette question de la pathogénicité et du parasitime du *Grubyella* sur Simulidés ou autres diptères est d'une importance secondaire ; la possibilité d'un transport passif des germes du champignon est également valide dans l'hypothèse que nous allons émettre.

Les Simulidés peuvent-ils être des vecteurs des Dermatophytes ? — Nous désirons toucher ce point seulement en passant, puisqu'il sort du cadre de notre spécialisation.

Brumpt (1927), puis Castellani et Chalmers (1919) rapportent plusieurs cas de transmission attribuée à ces diptères; craw-craw, pellagre, leishmaniose forestière américaine, lèpre, etc. (1). En relation avec la transmission des mycoses humaines, Montoya y Florés a pensé que les « caratés » de Colombie pouvaient être transmis par les Simulies, entre autres insectes piqueurs, mais c'est simplement une hypothèse (voir Brumpt). Malgré cela, on connaît bien le rôle des Simulies comme hématophages et leur large diffusion géographique.

Le fait d'avoir rencontré sur des Simulies une espèce du genre *Grubyella*, champignons produisant des teignes de l'homme et des animaux, autorise à supposer que les Simulies peuvent jouer un rôle dans la diffusion et peut-être aussi dans l'inoculation de ces parasites. Nous n'insistons pas sur cette question, tout en souhaitant que quelque médecin puisse effectuer des expériences sur ce sujet, pour éclairer un point intéressant de la biologie de ces deux groupes de parasites humains.

Résumé

Ce travail est consacré à l'étude morphologique, biologique et expérimentale d'un champignon du genre *Grubyella*, rencontré au Mexique sur des cadavres de *Simulium*. Des essais d'infestation de divers diptères ont donné des résultats positifs et permettent d'envisager l'hypothèse du rôle des *Simulium* comme vecteurs de dermatophytes. Le champignon étudié reçoit le nom de *Grubyella ochoterenai* n. sp. Sa description est accompagnée d'une revue de toutes les espèces de *Grubyella* actuellement connues et d'une étude critique de ce genre.

Bibliographie

Brumpt (E.). — *Précis de parasitologie*, 4e édition, Paris, Masson, 1927 ; cf. p. 1250-1251.

Castellani (A.) et Chalmers (J.). — *Manual of tropical medicine*, 3e édition, 1919.

Ciferri (R.). — Lo stato attuale della sistematica dei Dermatomiceti, Saggio di coordinazione. *Ann. di Medic. nav. e colon.*, XXXIV, 1928, p. 26-44.

— A new method of culture of simple Hyphales (en cours de publication dans *Mycologia*).

Committee on Bacteriological Technic of the Society of American Bacteriologists. *Manual of methods for pure culture study of bacteria*, pag. 1-46, 1923-28.

(1) Selon Brumpt (1927) le rôle du *Simulium damnosum* dans la transmission de l'*Ochoncerca volvulus* a été établi récemment à Sierra Leone.

GRIGORAKI (L.). — Recherches sur les Dermatophytes. *Ann. Sc. Nat. Bot.*, (10), VII, 1925, p. 165-444, 28 pl.

LANGERON (M.). — *Précis de microscopie*, 4e édition, Paris, Masson, 1925.

OTA (M.) et GALLIARD (H.). — Sur une teigne trichophytique d'un bovidé du Cameroun produite par une espèce nouvelle de *Grubyella*, *G. cameroun-nensis* n. sp. *Ann. de Paras.*, IV, 1926, p. 14-21.

OTA (M.) et LANGERON (M.). — Nouvelle classification des Dermatophytes. *Ann. de Paras.*, I, 1923, p. 305-336.

Station Nationale Agronomique et Collège d'Agriculture de Moca (République Dominicaine).

SUR UN *ACROTHECIUM* ISOLE DU « MAL DEL PINTO » MEXICAIN, *ACROTHECIUM NIGRUM* n. sp.

Par R. CIFERRI

Origine de la souche. — Nous avons reçu la culture de ce champignon de M. le Prof. Ochoterena (voir note 1, p. 511), qui isola cette souche de la peau d'un homme atteint de « pinta negra » (pinta noire). La photographie reproduite dans la fig. 1 représente l'affection dans la main et le bras. Nous n'avons point reçu d'autres indications, mais M. Ochoterena a isolé aussi un deuxième champignon levuriforme, associé au précédent et qui sera publié prochainement (n° 176).

Fig. 1. — Plaques de la « pinta » noire mexicaine de la main et de l'avant-bras. Cliché de I. Ochoterena.

Aspect du champignon dans la lésion. — Nous ne connaissons rien sur ce sujet.

Caractères culturaux. — Nous limitons cette étude aux cultures sur la gélose pepto-glycosée de Sabouraud, car les autres n'offrent pas assez de particularités distinctives, en dehors d'un développement plus ou moins abondant.

Sur gélose pepto-glycosée de Sabouraud (formule originale ; *p*H = 6,8), le développement est rapide et envahissant ; il se forme un duvet noir, fuligineux, qui s'accroît en quelques jours jusqu'à

Annales de Parasitologie, t. VII, n° 6. — 1er novembre 1929, p. 524-535.

couvrir complètement la surface libre. Çà et là, particulièrement après le premier développement, on voit des nuances gris-noires, peu distinctes. La colonie croît ensuite en s'épaississant, jusqu'à former un duvet pouvant atteindre 10 mm. d'épaisseur. C'est alors qu'on peut voir des petites touffes nuancées de blanc, formées de mycélium stérile ou très peu fructifié. Le milieu de culture est, dès les premiers moments, et parallèlement à la croissance du champignon, pigmenté en noir ; le pigment se répand dans le substratum, jusqu'au revers de la culture, si elle n'est pas trop épaisse. Cette particularité, plus ou moins visible dans presque tous les milieux essayés, est plus accentuée dans les milieux riches en hydrates de carbone, le glycose et le maltose étant spécialement favorables.

Nous avons essayé plusieurs autres milieux, naturels et synthétiques : le développement du champignon est abondant sur gélose au bouillon de carotte, gélose aux prunes, gélose au moût de bière, etc., moins abondant sur pomme de terre ou gélose à la farine de maïs, etc. Dans le Raulin gélosé, et, en général, dans les milieux synthétiques, il y a un développement moins abondant, et aussi une production plus difficile (ou diffusion ?) du pigment noir. La liquéfaction de la gélatine est lente et tardive. Dans les milieux liquides, le développement est presque toujours plus lent et moins abondant ; quelquefois il y a diffusion d'un pigment jaune-brunâtre.

Caractères morphologiques. — Cette étude est faite d'après les cultures sur gélose pepto-glycosée de Sabouraud. Nous avons étudié ce champignon de la même façon que *Grubyella ochoterenai* (1).

Mycélium. — Le mycélium est hyalin au début, mais presque aussitôt la couleur vire au foncé puis au noir. Cependant on peut voir des hyphes toujours blanches.

L'allongement des hyphes est rapide, et leur ramification abondante et irrégulière. Au commencement, elles sont de petit calibre, mais la membrane s'épaissit rapidement et parallèlement au développement de la couleur. On voit fréquemment des cloisons, surtout sur les hyphes pas trop jeunes. Une forme très fréquente d'hyphes septées est reproduite et schématisée dans la figure 2, B. Quelquefois la ramification est multiple en partant d'une même hyphe, qui forme un article terminal plus foncé et de forme irrégulière (C, fig. 2). Les hyphes simples mycéliennes sont rares, proportionnellement à la quantité d'hyphes toruleuses foncées ou

(1) Voir ces *Annales*, VII, 1929, p. 511-523.

noires ; on voit tous les types d'hyphes monilioïdes. Les dimensions des éléments sont, naturellement, très variables. Nous croyons inutile de décrire en détail les différents types, car ils sont à peu près les mêmes chez presque toutes les Dematiées cultivées, d'une certaine complication morphologique. La fig. 2, A donne une idée d'un nœud mycélien isolé et vu au microscope.

Conidiophores. — Les conidiophores sont presque toujours les rameaux latéraux des hyphes assez jeunes, dressés ou presque dressés (rarement rampants), quoique l'on puisse voir aussi se former des capitules conidiens aux extrémités des jeunes hyphes. Leur couleur est presque hyaline, mais peut devenir plus ou moins foncée. Ils peuvent être ramifiés ou non, avec tous les rameaux fertiles ou quelques-uns seulement; mais les ramifications sont toujours peu abondantes et limitées, en général, à quelques petits conidiophores secondaires latéraux. Aussi, dans ce cas, les capitules sont peu riches en conidies, presque toujours avec une ou deux conidies seulement. La longueur des conidiophores est très variable, même lorsqu'ils ne portent qu'une ou deux conidies. Le diamètre est de même très variable.

Conidies. — Les conidies sont normalement en capitules, et typiquement acrogènes, quoique l'on puisse voir exceptionnellement des conidies isolées ou en verticilles très réduits mais pleurogènes. L'insertion des conidies sur les rameaux fertiles est formée par une série de denticules très rapprochés au sommet du conidiophore (D, fig. 2) : cette dentelure, toujours peu évidente, peut aussi manquer. S'il y a un seul capitule conidien, généralement il est polyspore et porte de 2 à 12 conidies ou quelquefois plus encore ; plus fréquemment les capitules sont composés de 4 à 6 conidies, mais leur nombre est très variable, selon l'âge de la culture et surtout selon la composition et la richesse du milieu. Dans la fig. 2, F nous avons reproduit, en les schématisant, des capitules et des conidies isolées avec leur conidiophore et quelques hyphes mycéliennes. La couleur des conidies, presque hyaline lorsqu'elles sont très jeunes, devient ensuite très foncée. Cependant, une caractéristique presque constante c'est la couleur plus foncée, même presque noire, des portions centrales des conidies, soit d'une ou de deux cellules, selon que les conidies sont bi ou tri-septées. Si la conidie est seulement uni-septée, presque toujours les deux cellules sont à peu près de la même couleur. Cette différence de coloration est saisissante, et rappelle celle des conidies de *Pestalozzia.*

Le *nombre des cloisons* varie de 0 à 3, car elles se forment progressivement ; les conidies très jeunes sont continues.

Sur 200 conidies, nous avons relevé les chiffres suivants :

Nombre de cloisons.....	0	1	2	3
Fréquence.....	10	24	39	127

Fig. 2. — *Acrothecium nigrum* n. sp. *a*, les deux types de mycélium ; *b*, mycélium simple, hyalin ; *c*, nœud mycélien de passage entre deux types ; *d*, extrémité denticulée d'un conidiophore, avec l'insertion d'une conidie ; *e*, germination des conidies ; *f*, aspect d'une touffe vue au microscope : mycélium, conidiophores et capitules conidiens.

La *forme* des conidies est très variable aussi. Elles ont généralement la forme d'une ellipse plus ou moins allongée et peuvent être quelquefois ovoïdes ou piriformes. Il y a aussi des conidies un peu courbées, mais jamais falciformes. Très fréquentes sont aussi les formes aberrantes ; dans la figure 6, A on en voit quelques-unes, et dans la figure 6, B on voit les formes normales les plus fréquentes. L'extrémité libre de la conidie est presque toujours arrondie, ou un peu apiculée dans les conidies piriformes ; l'extrémité d'insertion est presque toujours plus ou moins rectiligne. Leurs dimensions varient entre 6-11 μ de longueur sur 16-30 μ de diamètre ; les dimensions les plus fréquentes sont 8-9 sur 22-26 μ, et la moyenne 8 sur 24 μ ; voici les résultats de la mensuration de 200 conidies :

Longueur en μ..	16	17	18	19	20	21	22	23	24	25	26	27	28	29	30
Fréquence.....	1	1	3	4	4	3	25	28	69	16	19	11	8	5	3
Diamètre en μ...	6	7	8	9	10	11									
Fréquence.....	3	23	91	64	15	4									

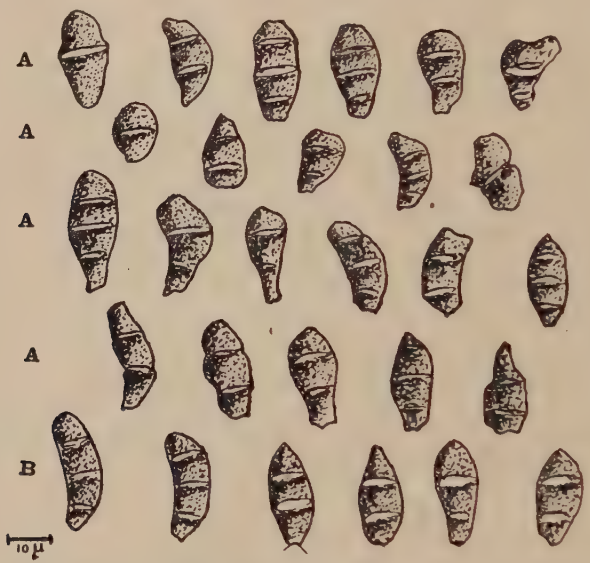


Fig. 3. — Conidies de l'*Acrothecium nigrum* n. sp. *a*, formes aberrantes ; *b*, formes normales.

Développement du champignon. — *La microculture en milieu liquide* est un procédé peu favorable, car la croissance du mycélium est difficile et il ne se forme de rares conidies qu'à la surface exposée à l'air.

La microculture sur milieu solide (gélose pepto-glycosée) donne de meilleurs résultats. Le développement du mycélium et l'apparition des formes torulées est rapide ; les éléments épaissis, isolés après leur formation, peuvent fonctionner comme chlamydospores, et germer sur place, en donnant d'autres hyphes et des conidiophores. Ces derniers ne sont pas clairement différenciés

jusqu'à la formation des capitules conidiens. Les conidies apparaissent progressivement. Elles sont d'abord presque hyalines et continues, puis deviennent plus foncées et se cloisonnent. La différenciation de la couleur des cellules centrales est le dernier phénomène qu'on observe ; cependant des conidies de couleur uniforme peuvent germer également lorsqu'elles sont placées dans des conditions favorables. Nous avons déjà noté que la formation des capitules à nombreuses conidies est limitée aux conidiophores non ramifiés ; les rameaux latéraux éventuels, presque toujours courts et minces, ne portent qu'une ou deux conidies.

Nous n'avons jamais vu germer sur place des conidies ; lorsqu'elles sont isolées, elles germent très aisément sur bouillon glycosé ou sur gélose glycosée avec formation d'un ou plusieurs (deux ou trois) tubes germinatifs qui s'allongent et se ramifient rapidement. La cellule qui germe peut être, indifféremment, une des cellules centrales ou une de celles des extrémités. Trois conidies en germination sont représentées (E, fig. 2).

Position systématique du champignon. — Etant donnée la couleur sombre de ce champignon et ses capitules de conidies cloisonnées, il doit prendre place, parmi les Hyphomycètes, dans le groupe des Dematiées-Phæophragmiées-Acrotheciées et dans le genre *Acrothecium*. Nous allons esquisser brièvement l'histoire de ce genre, en partie à l'aide de l'excellent travail de M. Mason consacré à l'étude de l'*Acrothecium lunatum* Wakker.

Corda (1838) a créé le nom d'*Acrothecium*, comme sous-genre de *Trichothecium*, pour le *Trichothecium parasitans* Corda (1), placé d'abord parmi les Mucedinées.

Treize ans plus tard, Preuss (1851) employa le terme *Acrothecium* comme nom générique pour l'*A. multisporum*, qui possède des conidiophores sombres, des conidies elliptiques allongées, sub-hyalines et 1-3 septées. En même temps, Preuss créa aussi le genre *Cacumisporium* pour le *C. tenebrosum*, avec conidies obscures, 3 septées, plus ou moins acrogènes et verticillées.

Saccardo (1882) rapporte le *Trichothecium* (*Acrothecium*) *parasitans* Corda au genre *Blastotrichum* Corda, et considère *Cacumisporium* comme synonyme d'*Acrothecium ; Cacumisporium tenebrosum* Preuss devient donc *Acrothecium tenebrosum* (Preuss) Sacc., et se place au voisinage de *A. bulbosum* Sacc. Saccardo (1886) a considéré l'*Acrothecium multisporum* Preuss comme

(1) Ne pas confondre avec le genre *Acrotheca* Fuckel, également Dematiée, mais de la section des Amerosporés (non Phragmosporés).

appartenant au genre *Acrotheca* Fuckel et il a donné comme type du genre *Acrothecium* le champignon N° 99 des « Champignons d'Hoyerswerda » de Preuss au lieu du N° 36, le N° 99 étant une espèce du genre *Cordana* Preuss. Saccardo transféra d'abord les trois espèces du genre *Cordana* dans le genre *Acrothecium*, mais plus tard, dans le *Sylloge*, il conserva dans *Cordana* une espèce (*C. pauciseptata* Preuss) et dans *Acrothecium* les deux autres (*C. polyseptata* Preuss et *C. pedunculata* Preuss).

La conclusion donnée par Mason est que le nom générique *Acrothecium* Preuss doit être rejeté, mais que ce genre peut être accepté au sens de Saccardo ; on peut discuter si les espèces à conidies toujours sub-hyalines sont des *Acrothecium* au sens de Preuss. Mason range le champignon étudié par lui dans le genre *Acrothecium* (*A. lunatum* Wakk.) à cause du petit diamètre de la première moitié des conidies ; cependant il est possible que *A. lunatum* soit un *Acrotheciella* Koorders (conidies courbes avec cellules de différents diamètres). Mason remarque en outre que *A. multisporum* Preuss a été à tort rejeté du genre *Acrothecium* et placé par Saccardo dans le genre *Acrotheca*.

L'espèce type du genre serait naturellement l'*Acrothecium multisporum* Preuss, qui selon Mason et contrairement à l'opinion de Saccardo est un vrai *Acrothecium* et non un *Acrotheca*.

Nous acceptons les conclusions de Mason et nous admettons provisoirement le genre *Acrothecium* Preuss emend. Sacc. p. p. nec Corda (sous-genre). Ce genre renferme une vingtaine d'espèces, toutes saprophytes, vivant presque toutes sur végétaux morts. Saccardo a divisé le genre *Acrothecium* en deux sous-genres ; *Eu-Acrothecium* Sacc. avec conidies fuligineuses, et *Acrothecula* Sacc. avec conidies sub-hyalines. Notre espèce occupe une position intermédiaire entre ces deux sous-genres, dont elle constitue le trait d'union, puisque les conidies, hyalines dans la jeunesse, sont généralement en partie obscures et presque toujours foncées dans la cellule centrale. Nous croyons que ce caractère, dont nous n'avons rencontré aucun exemple dans les autres espèces d'*Acrothecium*, est suffisant pour distinguer notre champignon.

Notons en passant que la coloration des cellules médianes des conidies est presque aussi sombre que dans d'autres Dématiées ; par exemple, dans le *Brachysporium coryneoideum* (De Notaris) Saccardo, un ancien *Helminthosporium* avec conidies ovoïdes ou piriformes ; ce genre diffère seulement d'*Acrotheca* par ses conidies solitaires et non agrégées. Cette particularité est facile à reproduire dans notre souche et on peut accentuer la production des conidies solitaires en cultivant le champignon dans des milieux

pauvres ou peu favorables (particulièrement acides). On peut arriver ainsi à la production de formes presque monoconidiennes. Dans ce cas, notre champignon se rapproche du genre *Brachysporium* Sacc. et, en fait, quelques espèces, comme le *B. coryneoideum* (De Notaris) Saccardo ressemblent beaucoup à notre souche, pour la forme et la coloration des conidies, comme nous l'avons déjà noté.

Le champignon étudié présente encore beaucoup d'affinités avec les *Spondylocladium* Mart., genre très voisin des *Acrothecium*, mais dont les conidies sont disposées sur plusieurs plans (conidies pleurogènes) ; nous avons déjà indiqué que notre espèce a des conidies acro-pleurogènes, quoique plutôt disposées en capitules terminaux ; cependant elles sont nettement pleurogènes dans les cultures riches. Notre espèce diffère par les conidiophores des *Napicladium* Thuemen, quoique les différences ne soient pas toujours aussi marquées qu'en théorie.

Comme dans le genre *Acrothecium* il y a des espèces avec conidies sub-hyalines, faut-il accepter la fusion des genres *Cacumisporium* (conidies obscures) et *Acrothecium* ? Mason en doute quoique sans se prononcer en définitive ; nous-même doutons qu'un genre avec conidies constamment sub-hyalines puisse être confondu avec un genre à conidies toujours foncées ; et cela en dehors d'autres différences secondaires, comme la question de la non-validité du nom générique *Acrothecium*. Cependant, suivant l'exemple de Mason, en attendant que l'on puisse réviser assez complètement les espèces de ces genres, nous conservons le genre *Acrothecium* au sens de Saccardo. Quoique n'ayant pu effectuer la comparaison des espèces d'*Acrothecium* jusqu'ici connues avec notre souche sinon par les diagnoses, nous croyons pouvoir la distinguer par sa position intermédiaire entre les deux sous-genres : *Eu-Acrothecium* et *Acrothecula* (quoique nous pensions que ce cas n'est pas isolé, étant donné que presque toutes les autres espèces n'ont pas été complètement étudiées), par la coloration centrale plus foncée des conidies et surtout par son habitat très particulier (1).

(1) Nous croyons que si vraiment on peut fusionner les deux genres *Acrothecium* et *Cacumisporium* ce sera le nom générique *Cacumisporium* qui devra être substitué à *Acrothecium ;* dans le cas contraire, on pourra accepter *Acrothecium* Preuss emend. Saccardo p. p. conf. Mason nec Corda avec comme espèce type *A. multisporum* Preuss ou mieux encore abandonner définitivement le nom générique *Acrothecium*, deux fois incorrectement employé par les deux premiers auteurs.

Pour plus de clarté, nous pouvons ainsi résumer les caractéristiques des genres jusqu'ici nommés, plus ou moins voisins d'*Acrothecium* :

I. Conidies continues..... *Acrotheca* Fuck.
II. — 1-septées..... *Cordana* Preuss emend Sacc.
III. — 2-pluri-septées.
A. Conidies verticillées
1. Conidies acrogènes.

Voici la diagnose de la nouvelle espèce que nous établissons *ad interim* :

Acrothecium nigrum Cif., n. sp. *ad interim* (1).

(In agaro, Sabouraud dicto, culto). Colonia lanosa, grisea usque nigra, densa ; agaro nigro-pigmentato ; mycelio repente vel sub-repente, fusco crassoque vel hyalino aut laete colorato, tenue, chlamydosporis intercalaribus, monilioideis, plus minus longe catenulatis efformante ; conidiophoris simplicibus vel parce ramosis, erectis vel suberectis, sub-hyalinis aut fuscidulis, apice læte coloratis, breviter denticulatis, capitulo nigro, acrogeno vel acro-pleurogeno conidiorum ornatis ; conidiis rarius singulis, sæpe 2-20 capitulatis, continuis vel 1-3 septatis, consuete 3-septatis, piriformibus, ellipticis, ovoideis curvulis vel irregularibus, initio subclavulatis, continuis, subhyalinis, dein septatis, fuscis, loculis interioribus fuligineis usque nigris, extimis minoribus, fuscis usque subhyalinis, basi acutato-truncata, 16-30 × 6-11 μ, consuete 22-26 × 8-9 μ, promedio 24 × 8 μ.

Habitat : In epidermide humana, a morbo « pinta » dicto infecta. Iguala (Estado de Guerrero), Mexico, leg. et comm. I. Ochoterena. A cœteribus *Acrothecium*, præcipue habitu, conidiis hyalinis dein fuscis, loculisque intermediaribus conidiorum nigris, terminalibus dilute fuscis, differt. Characteribus *Montoyellæ nigræ* Cast. subaffinis.

Nous n'avons jamais vu d'autre forme que la forme conidienne. On ne connaît de forme ascosporée que pour une espèce, l'*Acrothecium anixiae* v. Hoehnel, qui a décrit l'état métagénétique parfait, quoique sans confirmation expérimentale (*Anixia bresadolae* v. Hœhnel, Périsporiacées Perisporiées Hyalosporées) (2).

Etiologie et pathogénicité. — Nous ne savons rien sur ces points. Le champignon était associé à une espèce levuriforme qui sera bientôt publiée.

a. Conidies sub-hyalines	*Acrothecium* Preuss nec Corda emend. Sacc. p. p.
b. Conidies sombres	*Cacumisporium* Preuss.
2. Conidies acro-pleurogènes.	
a. Conidies courbes, avec la cellule médiane plus longue et plus sombre	*Acrotheciella* Koord.
b. Conidies droites, avec les cellules à peu près égales	*Spondylocladium* Mart.
B. Conidies non verticillées	
1. Conidiophores courts et mous	*Napicladium* Thuem.
2. Conidiophores longs et assez rigides	*Brachysporium* Sacc.

(1) Nous nommons cette espèce *nigrum* car ce nom n'est pas représenté dans les *Acrothecium* que nous connaissons. Dans le cas où *Montoyella nigra* Cast. serait le même champignon, le passage du nom spécifique sera plus facile, et il n'y aurait pas l'inconvénient d'un synonyme spécifique en plus.

(2) Lindau considère cette espèce comme la forme conidienne de l'*Anixia myriasca* von Hoehnel ; c'est une simple erreur de transcription, car von Hoenel déclare explicitement le contraire. D'autres espèces ont été trouvées associées avec des Sphériacées, par exemple l'*Acrothecium simplex* B. et Br., l'*A. atrum* Preuss, etc.

Affinités de ce champignon avec les autres parasites du « pinto ». — Si nous nous adressons à la systématique des espèces trouvées dans le « pinto » noir (et aussi dans le « pinto » en général) nous rencontrons plus d'incertitudes encore. Castellani (*in* Castellani et Chalmers) a établi un genre nouveau, *Montoyella,* avec deux espèces *M. nigra* Cast. et *M. bodini* Cast. dont la première seule existe dans le « pinto » noir. Castellani et Chalmers indiquent que ce genre est semblable aux *Microsporum* et *Trichophyton* et produit des conidies et des fuseaux. Dans le même traité, les deux auteurs placent le genre *Montoyella* parmi les *Trichophyton* avec filaments mycéliens et spores dans les lésions, donnant en culture des hyphes conidifères avec spores latérales seulement. Et ensuite : « Genre provisoire. Deux types d'hyphes mycéliennes ; quelques-unes minces, ramifiées, septées ; d'autres plus épaisses avec beaucoup de chlamydospores intercalaires. Des filaments épais partent des hyphes délicates avec de grandes conidies piriformes ou globulaires. » Et après, à propos de *Montoyella nigra :* « Colonies noires sur gélose maltosée ; noires aussi sur gélose glycérinée. » D'après Brumpt nous savons qu'il y aurait une troisième espèce de *Montoyella,* la *M. bodini* Urueta dans le caraté rouge ; que le caraté noir est peut-être la « tinea nigra » due au *Cladosporium mansoni,* et surtout que « l'absence de recherches mycologiques ne permet pas encore d'identifier la « pinta » ou « mal del pinto » du Mexique » (1).

N'ayant pu lire les travaux originaux de Castellani sur le genre *Montoyella,* ni les autres travaux mycologiques sur les espèces du même genre, nous avouons qu'il est très difficile d'indiquer les affinités qu'il y a entre *M. nigra* et notre *Acrothecium*. Les points d'identité sont :

1. Culture très noire sur maltose (et aussi sur d'autres milieux).
2. Production d'un pigment noir partiellement diffusible dans la gélose.
3. Deux types de mycélium dans les cultures, l'un mince et clair, l'autre épais et foncé.
4. Production abondante de chlamydospores dans les cultures.
5. Conidiophores avec conidies terminales.
6. Forme en poire des conidies.

Mais comme il n'y a pas d'indications sur le cloisonnement des conidies et sur leur façon de s'agréger, le doute subsiste. La différence fondamentale est la présence des fuseaux et l'assimilation

(1) Selon Castellani et Chalmers c'était aussi l'opinion de Montoya que le « caraté colombien est différent du « pinto » mexicain.

de ce champignon aux *Trichophyton*. On pourrait comparer les conidies septées aux fuseaux, mais la signification en est très différente. Par conséquent, quoique émettant l'hypothèse que *Montoyella nigra* est peut-être la même chose que notre *Acrothecium*, nous sommes dans l'obligation de penser qu'il s'agit d'une espèce nouvelle.

Observation sur le pigment de l'Acrothecium nigrum. — L'étude du pigment formé par ce champignon eût été d'un grand intérêt ; mais comme elle sort de notre champ d'étude, elle a été à peine ébauchée (1). Nous avons préparé de la gélose pepto-glycosée selon la formule usuelle, ayant la précaution de décolorer le bouillon avec du charbon animal. La gélose était d'une couleur paille très claire ; desséchée, elle ne colorait pas l'eau, même après une longue ébullition. La gélose fut distribuée dans trois grandes boîtes de Petri, de façon à former la plus mince couche possible, et ensemencée avec le champignon.

Celui-ci ne couvrit pas complètement la surface libre, car l'évaporation desséchait rapidement la gélose. Les colonies furent séchées complètement dans l'étuve à paraffine, jusqu'au détachement de la pellicule de gélose. Sur ce complexe (gélose et champignon) nous avons effectué les essais ci-dessous.

Dans l'eau distillée on voit diffuser lentement un pigment noir, avec une nuance presque pourpre, mais très pâle. Le pigment se dissout plus rapidement à l'ébullition, et la solution est un peu plus foncée. L'extraction n'est que partielle, car, même après une ébullition de plusieurs heures, la gélose est toujours presque aussi noire qu'au commencement ; probablement, la portion soluble dans l'eau est très limitée. La solution aqueuse, d'abord noire avec une nuance pourpre (rappelant la couleur très diluée des noirs « chauds »), vire après quelques heures au noir jaunâtre ; la couleur est finalement très semblable à celle de la solution alcaline. L'eau acidulée avec les acides acétique ou sulfurique ne dissout pas la couleur en quantité appréciable. Par contre l'eau alcalinisée avec de la soude (10 p. 100) dissout très rapidement le pigment même à froid, mais seulement en petites proportions. L'eau salée dissout un peu le pigment.

Les essais spectroscopiques ont été effectués soit avec la solution aqueuse, soit avec la solution alcaline, directement ou après dialyse pour séparer la gélose dissoute dans l'eau. L'examen spectroscopique (au microspectroscope) de la solution aqueuse brute

(1) Nous avons le plaisir de remercier le Dr E. Balzarotti, chimiste de la Station, qui a collaboré activement à l'exécution de ces essais

nous a révélé une absorption très faible sur presque tout le spectre, sauf dans l'orange et le rouge, mais sensible dans le violet, et presque complète dans l'extrême violet ; la portion d'onde plus large du violet est absorbée, et l'absorption est toujours plus faible en passant du violet au rouge.

La solution alcaline (dans la soude) diluée détermine une absorption presque égale dans le violet, moindre dans le bleu et faible dans le vert ; rien dans les autres fractions du spectre. Cette solution se décolore petit à petit, lorsqu'elle est exposée à la lumière vive du jour.

Nous n'avons pas effectué l'étude du pigment noir dans d'autres solvants.

Résumé

Ce travail est consacré à l'étude morphologique et biologique d'un champignon isolé au Mexique dans un cas de « pinta negra » et rapporté au genre *Acrothecium* Preuss, emend. Sacc. nec Corda. Il est possible que ce champignon soit voisin de *Montoyella nigra* Cast., ou même identique à cette espèce. Mais les documents dont on a disposé n'ont pas permis une comparaison complète. Il est donc décrit au moins provisoirement comme espèce nouvelle, sous le nom d'*Acrothecium nigrum*, n. sp. ad interim.

Bibliographie

Castellani (A.) et Chalmers (J.). — *Manual of tropical medecine*, 3e édit., 1919, p. 1023.

Corda (A.-C.-J.). — *Icones fungorum*, II, p. 10, pl. IX, fig. 49, 1838.

Von Höhnel (F.). — Fragmente zur Mykologie. I Mitth., N° 2. *Sitzungsb, d. m. mathem. naturw. Kl.*, CXI, 1912.

Lindau (G.). — in *Rabenhorst's Kryptogamen Flora*. 2e édition, 1910, IX, p. 143-149,.

Mason (E.-W.). — *Annotated account of fungi received at the Imperial Bureau of Mycology*, List II, Fasc. 1, pag. 1-43, 1928.

Preuss (F.). — Hoyersw. N° 36, in *Linnaea*, XXIV, 1851, pag. 111 ; in Sturm's, *Deutsch.* I., 3, VI, Heft 30, tab. 43, 1851.

Saccardo (P.-A.). — *Michelia*, 11, pag. 29, 1882.

Saccardo (P.-A.). — *Sylloge fungorum omnium hucusque cognitorum*, etc., IV, 1886.

Station Nationale Agronomique et Collège d'Agriculture de Moca (République Dominicaine).

REMARQUES SUR LA TECHNIQUE MYCOLOGIQUE (1)

Par **Luz Maria DALMAU**

Un des plus grands obstacles à la détermination précise des champignons pathogènes est le manque d'une technique type qui permette de mettre sûrement en évidence leurs particularités caractéristiques. Le but de ce travail est précisément d'aider le débutant à reconnaître les champignons qu'on rencontre couramment dans les recherches de mycologie médicale.

1. Méthode d'isolement en culture pure en partant des lésions de la peau. — Nettoyer soigneusement la lésion à l'alcool à 95° puis à l'éther. Gratter avec un scalpel stérile bien affilé et à tranchant bombé ou raser avec un rasoir de sûreté stérilisé, jusqu'à ce que la sérosité sanguinolente commence à sourdre. Faire tomber dans une boîte de Petri stérile les squames ainsi détachées de la peau ou restées adhérentes à la lame du scalpel ou du rasoir. Ne pas oublier de noter le nom du malade, la date du prélèvement et les renseignements cliniques. Si possible, compléter ces indications par un dessin ou une photographie.

En arrivant au laboratoire et après avoir prélevé les fragments nécessaires à l'examen microscopique direct (par macération dans la potasse à 40 0/0), verser dans la boîte de Petri renfermant les squames juste assez de gélose de Sabouraud glycosée ou maltosée pour former sur le fond une mince couche, dans laquelle les squames se trouvent enrobées. Pour réduire les chances de contamination bactérienne, on peut au préalable traiter les squames par l'alcool, mais cette précaution nous paraît inutile car elle ne diminue pas la contamination par les champignons saprophytes vulgaires et peut empêcher le développement du champignon pathogène.

Lorsque les colonies commencent à se développer et à être perceptibles à l'œil nu, il faut, avec le crayon gras, les entourer d'un cercle et les numéroter, puis les transplanter sur milieu d'épreuve de Sabouraud en tubes inclinés et aussi sur milieu de conservation non sucré. Ce repiquage est nécessaire pour empêcher les jeunes colonies d'être étouffées dans la suite par le développement luxu-

(1) Traduit de l'anglais par le Dr Maurice Langeron.

Annales de Parasitologie, t. VII, n° 6. — 1er novembre 1929, p. 536-545.

riant des contaminations, telles que les *Penicillium* et les *Aspergillus*.

Cette opération exige certaines précautions pour obtenir des cultures pures. Si la colonie est molle, il suffit de la toucher avec l'aiguille métallique flambée, d'émulsionner la prise dans quelques cm^3 d'un liquide nutritif quelconque, d'ensemencer avec cette émulsion des tubes de milieu de Sabouraud, puis de verser les cultures dans des boîtes de Petri par la méthode des trois plaques de Koch. En pratique, cependant, deux plaques suffisent.

Si la colonie est dure, tenace, cartonnée, il faut en détacher une parcelle avec une aiguille hypodermique en platine iridié montée sur une baguette de verre. Cette parcelle sera coupée, écrasée et dissociée contre la paroi d'un tube garni d'un liquide nutritif et les fragments seront incorporés à ce liquide. On laisse macérer pendant un jour environ, en agitant de temps en temps pour favoriser la désarticulation du mycélium. Lorsque le développement a commencé dans ces conditions, on agite et on prépare comme plus haut des plaques de milieu de Sabouraud.

Lorsqu'un organisme intéressant persiste à vivre en symbiose avec un saprophyte banal, champignon ou bactérie, on peut encore arriver à le débarrasser de cette contamination. Le premier moyen et peut-être le plus efficace est d'augmenter l'acidité du milieu ; alors les bactéries et quelques champignons cessent de prospérer tandis que l'organisme pathogène peut continuer à vivre. On peut aussi essayer le chauffage à 50° et finalement avoir recours aux produits chimiques et aux colorants. Lorsque des colonies paraissant intéressantes se montrent sur ces plaques, on les pêche et on les transporte sur milieu d'épreuve incliné. Généralement, les cultures ainsi obtenues sont pures.

2. Isolement des champignons des selles, du grattage de la langue, etc. — Pratiquement, on a recours à la méthode d'Anderson. On laisse d'abord les plaques se solidifier, puis on les touche 25 fois avec l'anse rechargée plusieurs fois avec le matériel à ensemencer. Après environ quatre jours, on pêche les colonies et on purifie les différentes espèces par la méthode de Koch. Par ce moyen, le pourcentage des points qui renferment des colonies semblables donne une idée approximative de l'abondance des germes dans le matériel.

3. Cultures en blocs suspendus (hanging block). — On prépare ces cultures avec les colonies pures obtenues sur les plaques. Nous préférons ce procédé à celui de la goutte pendante qui, pour les colonies très adhérentes, à mycélium radiculaire profond, présente

des inconvénients évidents. En faisant le bloc, on doit couper dans la gélose deux jeunes colonies entières, avec l'aiguille métallique. Chacune est placée sur une lamelle stérilisée, dans une goutte de bouillon glycosé à 0,2 p. 100, destinée à maintenir le bloc humide. Ces jeunes colonies peuvent être enlevées sans altérer notablement leur contour. Deux anneaux de verre de 15 mm. de diamètre sur 3 mm. de haut sont fixés sur une lame de 76 × 51 mm. On badigeonne le bord des anneaux avec de la vaseline stérilisée, de façon d'une part à les fixer sur la lame, d'autre part à fixer la lamelle. Le petit bloc de gélose se trouve ainsi suspendu dans une chambre humide scellée.

Bien que cette méthode du bloc suspendu soit considérée comme une des plus précises pour étudier les champignons, elle présente l'inconvénient de les enfermer dans une chambre close ne contenant qu'une quantité limitée d'oxygène ; lorsque celle-ci est consommée, un germe aérobie peut être arrêté dans son développement. Néanmoins, on peut obtenir ainsi de très belles préparations, de conservation indéfinie, en exposant ces cultures d'abord aux vapeurs d'acide osmique, puis aux vapeurs d'alcool et en montant dans le milieu de Farrant, dans une lame à concavité sur laquelle la lamelle est scellée avec un lut.

4. Cultures sur plaques. — L'examen des jeunes colonies sur plaques prend, dans notre laboratoire, une place de plus en plus importante dans la classification des champignons. Un des principaux avantages qu'elle présente sur la méthode des blocs suspendus est qu'on peut utiliser un des stades de la purification nécessaire de notre culture originale, sans avoir à effectuer le travail supplémentaire et délicat de la préparation du bloc suspendu. De plus, la colonie s'étale mieux dans la plaque et les hyphes fertiles sont plus rapidement découvertes et identifiées. Dans la plaque, il y a une aération suffisante, à travers les petites imperfections du bord et du couvercle ; cela empêche l'arrêt de croissance des colonies. Il y a plus de chances de contamination par les spores provenant de l'air, mais si les plaques sont manïées avec soin et tenues éloignées de l'haleine, on peut les conserver longtemps sans contamination. On peut objecter qu'en enlevant le couvercle pour examiner à un fort grossissement, la plaque sera sûrement contaminée, ce qui exclut tout examen ultérieur. Mais les colonies peuvent d'abord être examinées par la face inférieure de la boîte avec un objectif de 16 mm. et on n'ouvre le couvercle que lorsque cet examen préliminaire a montré avec évidence des fructifications ou une disposition caractéristique des éléments. Alors la boîte est

ouverte et, en une séance, on examine, décrit et dessine avec les forts grossissements.

Le bloc suspendu est extrêmement utile pour suivre le développement de l'organisme à intervalles réguliers. La plaque paraît être plus pratique pour une détermination rapide. Avec l'objectif de 16 mm., il est rarement possible d'être sûr du genre. C'est seulement en enlevant le couvercle et en employant l'objectif de 8 mm. que les détails nécessaires deviennent apparents. En exposant quelque temps la colonie aux vapeurs de formol et en la recouvrant d'une goutte d'huile de cèdre, il est possible de l'examiner avec l'objectif à immersion et de faire des mensurations exactes qui viennent s'ajouter à une plus grande richesse de détails. On peut même interposer une lamelle et la colonie peut souvent être étudiée avec succès de la manière ordinaire avec l'objectif à immersion.

La taille, la forme, la topographie superficielle et la consistance d'une colonie sur plaque ne sont pas toujours suffisantes pour la détermination. Si une colonie pure n'est pas bien diluée au début, quand on prépare la plaque, les colonies peuvent être petites, se toucher et ne pas présenter leurs détails caractéristiques. Un champignon pourvu d'un mycélium produit souvent des colonies parfaitement rondes, formées uniquement d'éléments levuriformes, dans la même plaque où on trouve d'autres colonies abondamment frangées d'hyphes ramifiées. Ces dernières s'observent surtout dans les cultures en souffrance qui sont souvent profondément enfoncées dans la gélose et se présentent sous la forme d'ovales, de croix, de triangles, etc., pourvus de franges. Dans la même plaque, quelques colonies peuvent être ternes et mates, tandis que les autres sont brillantes. Il est très fréquent de trouver un fort pourcentage de colonies poudreuses avec un petit nombre de colonies lisses, brillantes et plissées. Il n'est pas rare de rencontrer certaines colonies qui s'étendent en anneaux concentriques alors que d'autres ne s'étalent pas. Dans deux cas, il nous est arrivé de repiquer sur milieu de Sabouraud incliné 15 colonies différant les unes des autres comme nous venons de l'expliquer ; après développement, ces repiquages étaient macroscopiquement identiques.

Sur les plaques dont le contenu a été bien dilué au début et dont les colonies sont peu nombreuses et bien séparées, l'abondance de nourriture et la liberté du développement permettent à ce dernier d'être caractéristique.

Une autre considération importante dans l'emploi des cultures sur plaques, pour mettre en évidence la morphologie normale des colonies, est la facilité avec laquelle on peut les dessiner. Les croquis exécutés d'après une goutte de culture en bouillon, montée entre

lame et lamelle, ne peuvent pas montrer les relations normales qui existent entre les éléments des champignons. Les photographies des colonies sur plaques sont plus difficiles à exécuter parce qu'il est impossible de mettre au point dans le même plan un grand nombre d'éléments (voir pl. IX).

5. Comparaison entre le milieu d'épreuve et le milieu de conservation de Sabouraud. — Les milieux d'épreuve de Sabouraud renferment 4 p. 100 de glycose ou de maltose dans une gélose nutritive. L'addition de certains sucres, spécialement le glycose et le maltose, aux milieux gélosés, non seulement stimule la production des formes végétatives, mais fait ressortir la couleur et donne une croissance plus luxuriante. C'est un avantage important pour la différenciation précoce des champignons communs non pathogènes, tels que les *Aspergillus, Penicillium, Sterigmatocystis,* etc., d'autres champignons soupçonnés d'être la cause d'une maladie particulière.

Dans l'étude des dermatomycoses, les squames sont souvent semées sur milieu de conservation pour empêcher la formation d'un duvet pléomorphique. En effet, dès qu'un champignon se pléomorphise, ses véritables caractéristiques sont définitivement perdues et ne peuvent être récupérées ni par repiquage, ni par passage par les animaux. Lorsqu'ils sont devenus pléomorphiques, les champignons de certains genres, tels que les *Trichophyton, Microsporum* et *Epidermophyton,* ne montrent plus qu'un mycélium incolore avec de rares spores et leurs caractères génériques disparaissent. On peut dire, cependant, que beaucoup de champignons donnant des duvets, présentent souvent très clairement leurs particularités de reproduction dans la première culture sur milieu sucré. C'est seulement avec le temps et après des repiquages répétés sur milieux sucrés que ces organismes deviennent pléomorphiques.

Il est rarement possible de déterminer un organisme, même approximativement, seulement d'après l'aspect de son mycélium stérile. Des hyphes fertiles sont nécessaires. Par conséquent, pour tous les champignons qui ont tendance à devenir pléomorphiques et à se transformer en duvet, il est nécessaire de garder des souches sur milieu de conservation.

Ce milieu, qui, à cause de son manque de sucre, stimule la production des formes de résistance, spécialement des asques, trouve une autre application pour séparer les *Saccharomyces* des *Torula* et des *Cryptococcus.* Un des meilleurs moyens d'obtenir la formation des asques chez les *Saccharomyces,* est l'emploi du milieu de

Gorodkowa qui consiste à ajouter 0,2 p. 100 de glycose ou de maltose à une gélose nutritive spéciale, pour faire partir la colonie ; la faible proportion de sucre est vite consommée et l'organisme est forcé par le jeûne à produire des ascospores. Jusqu'à ce qu'il ait été prouvé qu'une levure ne forme pas d'asques, il reste un doute sur sa classification parmi les *Saccharomyces*, chez lesquels ces milieux provoquent l'apparition des asques.

Les champignons intestinaux se développent très mal sur milieu de conservation, car ils paraissent exiger une quantité anormale de sucre.

6. Caractères macroscopiques des cultures de champignons. — Le point important est d'avoir un milieu transparent pour l'observation du mycélium et des petites colonies sur plaques. L'aspect macroscopique d'une culture de champignon a une valeur considérable pour la classification, beaucoup plus qu'en bactériologie, pourvu que les milieux de culture soient universellement étalonnés et que les milieux employés au cours d'une recherche soient bien spécifiés. Des caractères importants, sont l'exubérance de la croissance, la couleur, la fluorescence, la transparence, la topographie de la surface : aplatie ou bombée, granuleuse, lisse, brillante, terne, en voile, sillonnée, rayonnée, vermiculaire, alvéolaire, piquetée, veloutée, sèche ou humide, de contour régulier ou non, circulaire, frangé ou nettement délimité, etc. L'observation de ces caractères macroscopiques commence sur la plaque et se continue sur les tubes inclinés et les cultures géantes.

7. Préparation des milieux de Sabouraud. — Nous croyons utile de donner intégralement notre technique, telle que nous la pratiquons dans notre laboratoire, plutôt que de supprimer des détails qu'un long usage nous a montrés utiles pour obtenir une gélose claire et stérile.

Il n'est pas économique de préparer à la fois moins de 5 à 6 litres donnant environ 600 tubes. Prendre trois fioles d'Erlenmeyer de deux litres et mettre dans chacune d'elles 40 gr. de gélose, 20 gr. de peptone et 1.500 cm^3 d'eau. Chauffer pendant 30 minutes à 100° dans un stérilisateur d'Arnold, jusqu'à dissolution de la gélose. On peut alors ajuster le *p*H avant le refroidissement, mais cette opération nous semble inutile parce que notre méthode nous fournit pratiquement un milieu de *p*H constant (6,5 à 6,6). Lorsqu'on désire connaître exactement le *p*H avant l'ensemencement, on le détermine sur un tube pris dans la fournée.

Lorsque le milieu est refroidi à 50°, on ajoute 75 gr. d'albumine d'œuf secouée dans un litre d'eau et on mélange bien. Les trois flacons sont alors placés dans le stérilisateur d'Arnold pendant une heure à 100°. Le coagulum ou gâteau qui se forme clarifie le milieu. On filtre sur coton, ou sur coton et mousseline. A ce moment, le volume du filtrat est

mesuré (il y a toujours une perte par évaporation) et la quantité de sucre suffisante pour faire une solution à 4 p. 100 est dissoute dans le volume d'eau manquant et ajoutée au filtrat chaud.

On répartit alors en tubes et on stérilise à 100° dans un stérilisateur d'Arnold, pendant 45 minutes, trois jours consécutifs. On peut alors incliner les tubes et les mettre à refroidir.

8. Cultures géantes. — L'avantage que présentent les cultures géantes est de mettre en évidence les particularités macroscopiques avec une vivacité qu'on ne peut obtenir sur plaques ou en tubes inclinés. Nous avons abandonné les fioles d'Erlenmeyer pour les boîtes de Kolle en verre pyrex, employées dans la fabrique de vaccin typhoïde-paratyphoïde de l'Ecole de médecine militaire. Ces cultures peuvent durer un an, sont faciles à manipuler sans danger de contamination ou de bris, économisent beaucoup d'espace, car on peut les superposer, et enfin sont très utiles pour l'enseignement et la photographie.

9. Cultures sur gélatine. — Dans la culture en piqûre, que nous employons couramment, les *Torula* et *Cryptococcus* donnent une ligne droite, sans expansions latérales ; c'est ce que nous appelons la culture en clou.

Les *Saccharomyces* donnent une culture en clou avec des nodosités latérales ou une fine expansion lichéniforme, presque imperceptible.

Monilia psilosis et *Monilia krusei* croissent abondamment et produisent des expansions fines, allongées en aiguille, partant de l'axe du clou et plus courtes vers son extrémité, ce qui donne à la culture la forme d'un pin renversé.

Monilia parapsilosis produit un aspect semblable, mais les expansions mycéliennes sont abondamment ramifiées latéralement en forme de sapin renversé.

Les *Mycoderma* intestinaux (nous avons, à la suite de Brumpt, exclu de la mycologie médicale le terme *Oidium*) liquéfient généralement la gélatine après avoir produit l'apparence de pin ou de sapin, lentement pour les uns, très rapidement pour d'autres.

10. Préparation de la gélatine. — A 900 cm³ de bouillon nutritif, ajouter 200 gr. de gélatine et chauffer au bain-marie jusqu'à dissolution. La bacto-gélatine et la marque Pfanstiehl sont très acides, au delà de 3 ou 6 à la phénolphtaléine. Ajuster la réaction à environ 1,5 ou tout autre *p*H désiré. Laisser refroidir à 50°, ajouter les blancs de deux œufs secoués dans 100 cm³ de bouillon et porter rapidement à l'ébullition à 100° pendant 10 minutes dans un double bouilleur, avec de la solution saturée de sel dans le compartiment inférieur. Le gâteau formé

clarifie la solution. Filtrer au coton ou avec coton et gaze si c'est nécessaire. Répartir en tubes et stériliser à 100°, pendant 15 minutes, trois jours de suite. Refroidir rapidement en retirant du stérilisateur pour obtenir une gélatine dure, non liquéfiable à la température ordinaire ou dans la salle d'ensemencement à 28°.

11. Fermentation des sucres. — L'incorporation de 1 à 4 0/0 de sucres à l'eau peptonée donne de bons renseigements sur les propriétés biochimiques des champignons. Au début, nous avons employé le bouillon comme dissolvant et support des sucres, mais il est plus simple de se servir d'eau peptonée. Pour l'essai des fermentations, il est très important d'opérer en milieu neutre et d'ajuster le *p*H à peu près à 7. On note, à intervalles réguliers, les changements de réactions sous l'influence de la culture. Dans une longue série d'expériences, faites de 1914-1916, Ashford a décrit la formation de gaz et l'augmentation de l'acidité de certains milieux sous l'influence du *Monilia psilosis* et la réapparition de la neutralité dans l'espace d'environ deux semaines. Six sucres seulement ont donné cette réaction : glycose, lévulose, maltose, galactose, saccharose et dextrine, les trois premiers régulièrement, les trois autres très irrégulièrement. Tous les autres sucres n'ont donné aucune fermentation, mais en étendant ces investigations à d'autres champignons, il a choisi le maltose comme étalon de fermentation pour éliminer le *Monilia psilosis* qui seul, parmi tous les autres champignons intestinaux communs, à part certains *Saccharomyces*, fait fermenter ce sucre.

En étudiant d'autres champignons, il faut employer ces six sucres et en outre l'insuline, le raffinose et la mannite. L'arabinose, la dulcite, l'iso-dulcite et les sucres supérieurs plus rares et très coûteux fermentent rarement et leur emploi courant n'est pas nécessaire. Il y a très peu de champignons faisant fermenter le lactose, mais l'éclat et la variété morphologique des champignons dans les milieux préparés avec ce sucre et les sucres supérieurs, font qu'il vaut la peine de les y cultiver.

Les sucres facilement fermentescibles favorisent l'apparition des formes levures mais nuisent aux formes de résistance.

Toutefois, l'inconvénient de dépendre des épreuves de fermentation pour distinguer les espèces, notamment les *Monilia*, est que ces réactions ne sont pas constantes. Des espèces qui ont une ou deux fois fait fermenter certains sucres avec production de gaz, ont souvent dans la suite cessé de donner cette réaction et *vice versa*. Nous avons démontré que les rayons ultra-violets détruisent les pouvoirs fermentatifs du *Monilia psilosis* et que les rayons solaires agissent de même.

Outre ces épreuves de fermentation, production de gaz et augmentation de l'acidité du milieu, il y a certains autres phénomènes importants dignes d'être notés dans les cultures en bouillon. La nature du dépôt est quelquefois un bon guide pour grouper les champignons ; ce dépôt peut être granuleux et sablonneux, ou granuleux, ou filamenteux, ou muqueux. Les champignons troublent rarement les milieux liquides. Il y a des genres et des espèces qui forment une pellicule présentant des particularités caractéristiques ou une série de pellicules qui tombent l'une après l'autre au fond du tube, ou qui croissent en hauteur sous forme d'un duvet qui emplit le tube au-dessus du niveau du liquide, ou qui forment un collier en contact avec le sucre à la surface, ou enfin qui ne forment pas de pellicule. Il faut attendre au moins deux semaines avant de considérer la production de gaz comme négative. Nous avons trouvé très utiles les tubes en U de Dunham: on peut les placer dans des entailles coupées dans un bloc de bois qui peut porter ainsi 6 ou 8 tubes.

12. Lait tournesolé. — Pendant quelque temps nous avons employé ce milieu pour les champignons intestinaux, mais l'uniformité des résultats, c'est-à-dire l'alcalinité, apparaissant généralement après une très courte et douteuse période d'augmentation de l'acidité sans coagulation, dans le cas du *Monilia psilosis*, nous a engagé à abandonner son usage comme procédé courant ; mais il faut toujours l'employer lorsqu'on étudie une espèce nouvelle ou douteuse. Le lait de vache, qui arrive généralement avec une réaction acide, doit être légèrement alcalinisé avec de la soude N/10, puis partiellement privé de sa graisse, sédimenté et stérilisé, après addition d'une quantité suffisante d'azolitmine comme indicateur. On doit noter le changement de coloration, la coagulation et la peptonisation du caillot.

13. Coloration vitale. — Bien que cette méthode ne soit pas nouvelle, elle n'est pas aussi communément employée qu'elle devrait l'être pour l'étude des cultures en bouillon avec l'objectif

---

Explication de la planche IX

Exemples de colonies obtenues par la méthode de culture sur plaques exposée plus haut et photographiées directement avec l'objetif à immersion.

Fig. 1. — *Mycoderma* sp.

Fig. 2. — *Sporotrichum beurmanni.*

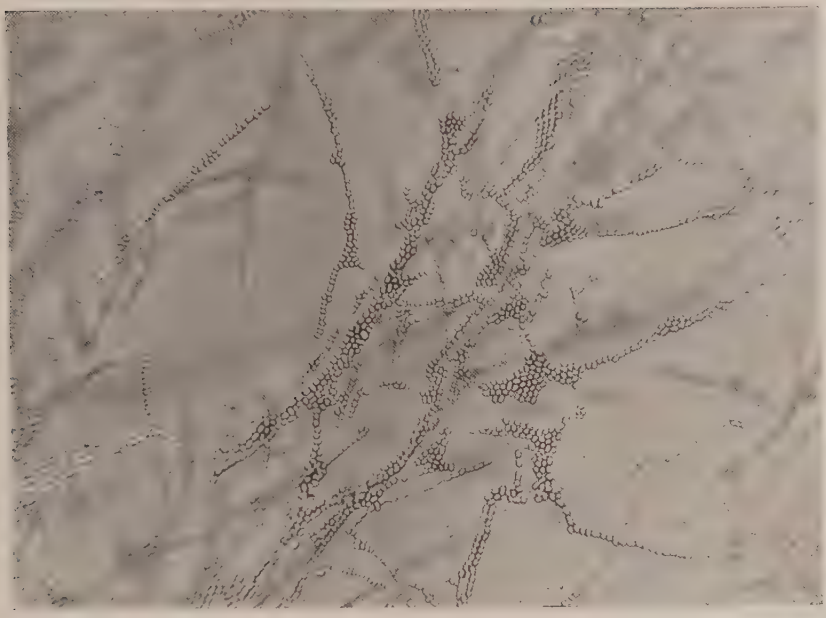


FIG. 1.

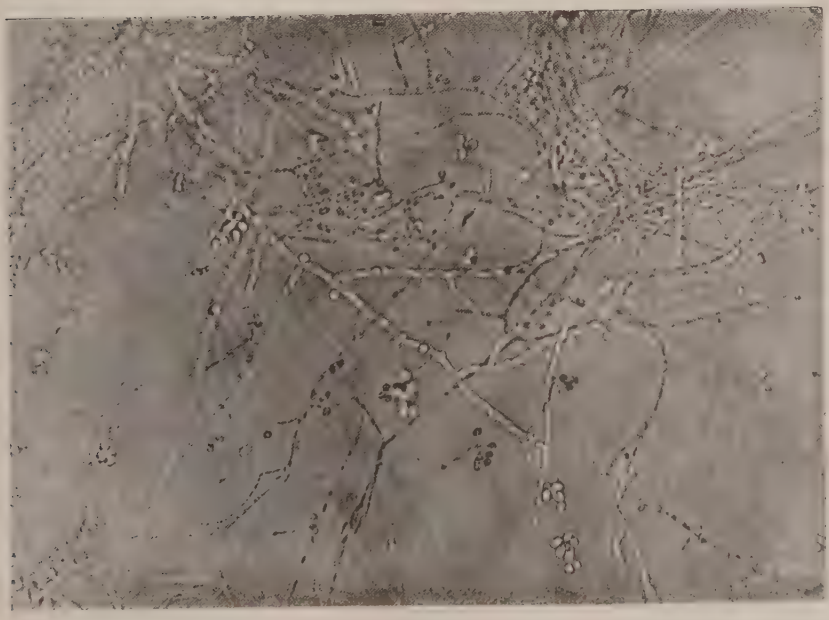


FIG. 2

MASSON ET Cie, EDITEURS.

à immersion. Sa valeur manifeste consiste à rendre bien plus visible la structure du thalle et des spores et à faire ressortir électivement la composition chimique des organes internes pendant que l'organisme est encore vivant.

Tout en reconnaissant une certaine valeur à l'étude des champignons fixés et colorés, nous considérons en pratique qu'un organisme non coloré ou coloré vitalement, présente beaucoup plus d'intérêt, et nos conclusions concernant la morphologie sont en grande partie, et même presque exclusivement basées sur cet examen. L'étude d'une goutte de culture en bouillon est aussi un contrôle de la pureté.

La préparation des lames pour la coloration vitale est d'une importance capitale. Ces lames doivent être neuves, sans défauts et bien dégraissées par le mélange bichromate de potasse-acide sulfurique. Après neutralisation, il faut les essuyer avec un linge bien dégraissé. Avant usage, enlever toute trace de poussière avec un pinceau neuf lavé à l'éther et séché. Déposer sur la lame une ou deux gouttes d'une solution d'un colorant vital (vert janus, rouge neutre, écarlate R.) à 1 p. 1.500 ou 1 p. 2.500 dans l'alcool éthylique. Laisser le colorant s'étendre sur toute la lame, ce qui aura lieu si celle-ci est parfaitement dégraissée. Laisser ensuite sécher à l'air. Une goutte de milieu liquide contenant le champignon est déposée sur une lamelle qu'on renverse sur la lame préalablement préparée avec le colorant. Laisser déposer et luter les bords de la lamelle avec de la vaseline. Examiner par intervalles. La coloration est plus intense lorsqu'on remplace le milieu liquide par une goutte de sérum sanguin clair dans laquelle on émulsionne un fragment de culture sur milieu solide.

On peut aussi employer les colorants habituels du sang (Wright, Leishman, Giemsa). Avec l'anse, on émulsionne un fragment d'une culture sur milieu de Sabouraud incliné, dans une goutte de sérum sanguin clair déposée à l'extrémité d'une lame. Avant dessiccation, on étale avec une autre lame, comme pour un frottis de sang. Fixer à l'alcool méthylique pendant une à trois minutes. Colorer comme pour le sang, en employant pour la dilution et le lavage, de l'eau bien neutre : la coloration doit durer de cinq à quinze minutes. Différencier pendant quelques secondes dans l'acide acétique à 1 p. 1000 et bien laver ensuite. L'addition de sérum empêche la contraction des éléments du champignon.

Ecole de médecine tropicale de l'Université de Porto-Rico.

RÉPERTOIRE
DES ESPÈCES ET DES GENRES NOUVEAUX (1)

Hyphomycètes

Grubyella ochoterenai R. Ciferri. *Conidiosporaceæ*. *Simulium* sp. Bords du Mezcala, Etat de Guerrero, Mexique. *Ann. de Parasitologie*, VII, 1929, p. 520.

Acrotheclum nigrum R. Ciferri. *Conidiosporaceæ*. Peau. Homme. Mexique. *Ann. de Parasitologie*, VII, 1929, p. 532.

Trichophyton bicolor Americo de Veiga. *Conidiosporaceæ*. Cheveux. Homme. Brésil, Rio-de-Janeiro. *Brasil-medico*, XLIII, 1929, p. 831.

Trichophyton flavivirens Americo de Veiga. *Conidiosporaceæ*. Cheveux. Homme. Brésil, Rio-de-Janeiro. *Brasil-medico*, XLIII, 1929, p. 836.

Trichophyton cineraceum Americo de Veiga. *Conidiosporaceæ*. Cheveux. Homme. Brésil, Rio-de-Janeiro. *Brasil-medico*, XLIII, 1929, p. 837.

Trichophyton acutulum Americo de Veiga. *Conidiosporaceæ*. Cheveux, Homme. Brésil, Rio-de-Janeiro. *Brasil-medico*, XLIII, 1929, p. 857.

Sporotrichum fonsecai Pereira Filho. *Conidiosporaceæ*. Peau. Homme. Brésil, Rio Grande do Sul (St° Antonio da Patrulha). *Revista med.-cir. do Brasil*, XXXVII, 1929, p. 265.

M. Langeron.

Ascomycètes

Trichosporum paraguayo Delamare et Gatti. *Microthyriaceæ*. Cheveux. Homme. Paraguay. *Anales Fac. ciencias med. Asuncion*, II, 1928, p. 26.

M. L.

Protozoaires incertæ sedis

Encephalitozoon brumpti G. Coulon. Liquide céphalo-rachidien. Homme. Corse. *Ann. de parasitologie*, VII, 1929, p. 449.

M. L.

(1) La Direction des *Annales de Parasitologie* prie instamment les auteurs qui décrivent des espèces parasitaires nouvelles de vouloir bien lui adresser leurs travaux, *15, rue de l'Ecole-de-Médecine, à Paris*, afin qu'il en soit tenu compte dans le plus court délai. A défaut de tirés à part, on peut envoyer une liste des espèces nouvellement décrites, avec indications bibliographiques.

Sporozoaires

Haemogregarina butantanensis S. B. Pessoa. *Hæmogregarinidæ*. Sang. *Philodryas æstivus* (Ophidien). Brésil. *Rev. de biol. e hyg.*, São Paulo, I, 1928, fasc. 3, p. 56.

Haemogregarina paulasousai C. Correa. *Hæmogregarinidæ*. Sang. *Stephanophorus leancocephalus* (Vieill.) (Passériformes). Campos do Jordao (Brésil). *Rev. de biol. e hyg.* São Paulo, I, 1928, fasc. 3, p. 75.

Haemogregarina pessoai C. Correa. *Hæmogregarinidæ*. Sang. *Poospiza thoracica* (Nordm.) (Passériformes). Campos de Jordao (Brésil). *Rev. de biol. e hyg.* São Paulo, I, 1928, fasc. 3, p. 76.

M. L.

Flagellés

Metastephanonympha F. de Mello et J. de Brito. *Calonymphidæ*. Espèce type : *M. perroncitoi*. *C. R. Soc. biol.*, CI, 1929, p. 397

Metastephanonympha perroncitoi F. de Mello et J. de Brito. *Calonymphidæ*. Intestin. Termite sp. Inde, district de Daman, nord de Bombay. *C. R. Soc. biol.*, CI, 1929, p. 397.

M. L.

Trématodes

Hasstielesia texensis A. S. Chandler. *Dicrocœliidæ*. Intestin grêle. *Lepus texianus, Sylvilagus floridanus alacer* (Lapins du Texas). Houston et College Station, Texas. *Proc. U. S. national Mus.*, LXXV, 1929, art. 21, p. 1.

Dicrocœlium colobusicola J. H. Sandground. *Dicrocœliidæ*. Canaux biliaires. *Colobus* sp. (*Semnopithecidæ*). Forêt d'Ituri, Congo belge. *Proc. U. S. national Mus.*, LXXV, 1929, art, 12, p. 2.

Cercaria X 1 W. F. Harper. *Xiphidiocercariæ*. Sporocystes dans le foie et les gonades de *Limnæa peregra* Müll. ; kystes surtout chez *Gammarus pulex*. Arbroath (Ecosse). *Parasitology*, XXI, 1829, p. 201.

Cercaria X 2 W. F. Harper. *Xiphidiocercariæ*. Sporocystes dans la glande digestive de *Limnæa truncatula*. Müll. Dundee et Arbroath (Ecosse). *Parasitology*, XXI, 1929, p. 211.

Cercaria X 3 W. F. Harper. *Xiphidiocercariæ*. Sporocystes dans la glande digestive de *Valvata piscinalis* Müll. Dundee et Arbroath (Ecosse). *Parasitology*, XXI, 1929, p. 213.

Cercaria X 4 W. F. Harper. *Xiphidiocercariæ*. Rédies chez *Pisidium personatum* Malm. Dundee et Arbroath (Ecosse). *Parasitology*, XXI, 1929, p. 215.

Megalocotyle F. Folda. *Tristomidæ*. Espèce type : *M. marginata*. *Pub. Puget Sound Biol. Sta.*, VI, 1928, p. 196.

Megalocotyle marginata F. Folda. *Tristomidæ*. Branchies. *Sebastodes nebulosis* (Ayres) (Poisson). Friday Harbor, Washington, U. S. A. *Pub. Puget Sound Biol. Sta.*, VI, 1928, p. 196.

Neodiplostomum pseudospathula I. Ciurea. *Holostomidæ*. Nom. nov. pro *Diplostomum spathula* Brandes, 1890. *Bull. section scient. Acad. roumaine*, XI, 1928, nos 9-10.

Neodiplostomum perlatum I. Ciurea. *Holostomidæ*. Intestin. *Haliætus albicilla* (Falconiformes). Roumanie. *Bull. section scient. Acad. roumaine*, XII. 1929, nos 1-2.

Neascus perlatus I. Ciurea. *Holostomidæ*. Nom. nov. pro *Holostomum perlatum* I. Ciurea, 1911. *Bull. section scient. Acad. roumaine*, XII, 1929, nos 1-2.

Proalaria clavata I. Ciurea. *Holostomidæ*. Intestin. *Ardea cinerea* (Ciconiiformes), *Circus æruginosus* (Falconiformes). Roumanie, région danubienne. *Bull. section scient. Acad. roumaine*, XI, 1928, nos 9-10.

Diplostomulum gigas R. Chester Hughes et P. G. Berkhout. *Holostomidæ*. Cristallin. *Catostomus commersonii* Lacépède (*Cyprinidæ*). Lac Douglas, Cheboygan Co., Michigan. *Papers Michigan Acad. sc., arts and letters*, X, 1928, p. 483.

Stephanopharynx secundus H. W. Stunkard. *Paramphistomidæ*. Estomac. *Redunca bohor* (Antilope). Faradje, Congo. *Bull. amer. Mus. of nat. hist.*, LVIII, 1929, art. VI, p. 252.

Cyclocœlum phasidi H. W. Stunkard (Mac Callum, 1921, *nomen nudum*). *Cyclocœlidæ*. Foie (?) ou poumons (?). *Guttera plumifera schubotzi* (Galliformes). Niapu et Ngayu, Congo. *Bull. amer. Mus. of nat. hist.*, LVIII, 1929, art. VI, p. 269.

Prosorhynchus costai Travassos, Artigas et Pereira. *Prosorhynchidæ*. Intestin. *Acestrorhamphus* sp., *Astyanax fasciatus* (Cuv.), *Salminus hilarii* (Cuv. et Val.) (*Characidæ*, Poissons). Ville de São Paulo et Emas, Pirassununga, Brésil. *Arch. Inst. biol. de defesa agric. e animal*, I, 1928, p. 33.

Teratotrema Travassos, Artigas et Pereira. *Callodistomidæ*. Espèce type : *T. dubium. Arch. Inst. biol. de defesa agric. e animal*, I, 1928, p. 35.

Teratotrema dubium Travassos, Artigas et Pereira. *Callodistomidæ*. Vésicule biliaire. *Curimatinæ* sp. (*Characidæ*, Poissons). Emas, Pirassununga, São Paulo, Brésil. *Arch. Inst. biol. de defesa agric. e animal*, I, 1928, p. 35.

Antorchis lintoni Travassos, Artigas et Pereira. *Incertæ sedis*. Intestin. *Astyanax fasciatus* (Cuv.) (*Characidæ*, Poisson). Parnahyba, São Paulo, Brésil. *Arch. Inst. biol. de defesa agric. e animal*, I, 1928, p. 37.

Creptotrema Travassos, Artigas et Pereira. *Allocreadidæ*. Espèce type : *C. creptotrema. Arch. Inst. biol. de defesa agric. e animal*, I, 1928, p. 38.

Creptotrema creptotrema Travassos, Artigas et Pereira. *Allocreadidæ*. Intestin. *Leporinus* sp. (*Characidæ*, Poisson). Pirassununga, São Paulo, Brésil. *Arch. Inst. biol. de defesa agric. e animal*, I, 1928, p. 39.

Genarchella Travassos, Artigas et Pereira. *Hemiuridæ*. Espèce type : *G. genarchella. Arch. Inst. biol. de defesa agric. e animal*, I, 1928, p. 39.

Genarchella genarchella Travassos, Artigas et Pereira. *Hemiuridæ*. Œsophage et estomac. *Acestrorhamphus* sp. (*Characidæ*, Poisson). Emas, São Paulo, Brésil. *Arch. Inst. biol. de defesa agric. e animal*, I, 1928, p. 40.

Genarchella parva Travassos, Artigas et Pereira. *Hemiuridæ*. Œsophage. *Acestrorhamphus* sp. (*Characidæ*, Poisson). Emas, São Paulo, Brésil. *Arch. Inst. biol. de defesa agric. e animal*, I, 1928, p. 40.

Genarchella dubia Travassos, Artigas et Pereira. *Hemiuridæ*. Œsophage. *Salminus maxillosus* Cuv. et Val. (*Characidæ*, Poisson). Emas, São Paulo, Brésil. *Arch. Inst. biol. de defesa agric. e animal*, I, 1928, p. 31.

M. L.

Cestodes

Diphyllobothrium okumurai Faust, Campbell et Kellogg. *Diphyllobothriidæ*. Intestin. Chien infecté expérimentalement par Okumura avec *Sparganum mansoni*. Tokyo, Japon. *Amer. journ. of hyg.*, IX, 1929, p. 574.

Heterotetrarhynchus Th. Pintner. *Tetrarhynchidæ*. Espèce type : *H. erinaceus* (van Beneden, 1850) (= *Tetrarhynchus erinaceus* van Beneden, 1850). *Akad. Wiss. Wien, math.-naturwiss. Kl., Akad. Anzeiger*, 1929, nº 17.

Floriceps lichiae Th. Pintner. *Tetrarhynchidæ*. Enkysté dans le foie. *Scymnus lichia* (Squale). Naples. *Sitz. Ber. Akad. Wiss. Wien, math.-naturw. Kl.*, I, CXXXVIII, 1929, p. 165.

Rhabdometra melierax Woodland. *Hymenolepididæ* (*Paruterininæ*). Intestin. *Melierax gabar* (Falconiformes). Soudan, *Proc. zool. Soc. London*, 1929, p. 25.

Lateriporus merops Woodland. *Dilepinidæ*. Intestin. *Merops apiaster* L. (Coraciiformes). Soudan. *Parasitology*, XX, 1928, p. 308.

Weinlandia phalacrocorax Woodland. *Hymenolepididæ*. Intestin. *Phalacrocorax carbo* (Ciconiiformes). Rivière Barua, Chitrakote, Provinces-Unies, Inde. *Parasitology*, XXI, 1929, p. 168.

Malika Woodland. *Hymenolepididæ*. Espèce type : *M. œdicnemus*. *Parasitology*, XXI, 1929, p. 173.

Malika œdicnemus Woodland. *Hymenolepididæ*. Intestin. *Œdicnemus scolopax* (Charadriiformes). Allahabad (Inde). *Parasitology*, XXI, 1929, p. 173.

Rhabdometra dendrocitta Woodland. *Hymenolepididæ*. Intestin. *Dendrocitta rufa* (Passeriformes). Allahabad (Inde). *Parasitology*, XXI, 1929, p. 175.

Nybelinia Poche. *Tetrarhynchidæ*. Nom. nov. pro *Aspidorhynchus* Molin, 1858. Espèce type : *N. lingualis* (Cuv., 1817) (= *Aspidorhynchus infulatus* Molin 1858). *Archiv für Naturgesch.*, XCI, 1925, p. 364 (1926).

Tetrarhynchus surmenicola Yô K. Okada in R. Ph. Dollfus. *Tetrarhynchidæ*. Entre la couche cutanée et la musculature. *Ommastrephes sloani pacificus* (Steenstrup) (Céphalopode). Japon. *Ann. de paras.*, VII, 1929, p. 338.

Diphyllobothrium houghtoni Faust, Campbell et Kellogg. *Diphyllobothriidæ*. Nom. nov. pro *D. mansoni* (Cobbold, 1882) Faust et Wassel, 1921 nec Joyeux, 1828. *Amer. Journ. of hyg.*, IX, 1929, p. 572.

M. L.

Nématodes

Subulara pennula W. P. N. Canavan. *Subularidæ*. Cæca. *Callipepla squamata* (Galliformes). Amérique du Nord, du Texas à l'Arizona et au Mexique. *Parasitology*, XXI, 1929, p. 80.

Spironoura procera W. P. N. Canavan. *Kathlaniidæ*. Gros intestin. *Chrysemys rubiventris* (Reptile). Middle Atlantic States. *Parasitology*, XXI, 1929, p. 81.

Ascaridia petrensa W. P. N. Canavan. *Heterakidæ*. Intestin grêle. *Caccabis saxatilis chukar* (Galliformes). Asie, Turkestan. *Parasitology*, XXI, 1929, p. 85.

Acuaria (Dispharynx) resticula W. P. N. Canavan. *Acuariidæ*. Proventricule. *Crotophaga sulcirostris* (Cuculiformes). Du sud-ouest des Etats-Unis au nord-ouest de l'Amérique du sud. *Parasitology*, XXI, 1929, p. 88.

Physaloptera multiuteri W. P. N. Canavan. *Physalopteridæ*. Œsophage. *Ateles ater* (Mamm.). De Panama au Pérou. *Parasitology*, XXI, 1929, p. 90.

Dirofilaria spinosa W. P. N. Canavan. *Filaridæ*. Intestin. *Erethizon dorsatus dorsatus* (Urson coquau, Rongeur). Amérique du nord. *Parasitology*, XXI, 1929, p. 91.

Eustrongylides wenrichi W. P. N. Canavan. *Dioctophymidæ*. Cavité cœlomique : *Esox americanus, Salvelinus fontinalis, Pomoxis sparoides, Enneacanthus gloriosus* (Poissons). Mésentère, péritoine et enkystement dans le foie : *Rana catesbiana*. Aquarium et vivarium de Philadelphie (Etats-Unis). *Parasitology*, XXI, 1929, p. 96.

Enterobius pitheci T. W. M. Cameron. *Oxyuridæ*. Intestin. *Pithecus aygula* (Primates). Assam. *Journ. of helminthology*, VII, 1929, p. 169.

Enterobius atelis T. W. M. Cameron. *Oxyuridæ*. Intestin. *Ateles paniscus, A. ater, A. grisescens* (singes araignées). Amérique du sud. *Journ. of helminthology*, VII, 1929, p. 177.

Conispiculum C. G. Pandit, S. R. Pandit et P. V. Seetharama Iyer. *Filaridæ*. Espèce type : *C. guindiensis*. *Indian Journ. med. res.*, XVI, 1929, p. 955.

Conispiculum guindiensis C. G. Pandit, S. R. Pandit et P. V. Seetharama Iyer. *Filaridæ*. Cavité générale. *Calotes versicolor* (Reptile, *Iguanidæ*). Inde, Guindy, Madras. *Indian Journ. med. res.*, XVI, 1929, p. 955.

Chandlerella Yorke et Maplestone. *Filaridæ*. Espèce type : *C. bosei* (Chandler, 1924) (= *Filaria bosei* Chandler, 1924). *The nematode parasites of vertebrates*, London, 1926, p. 411.

Leiperiatus J. H. Sandground. *Trichostrongylidæ*. Espèce type : *L. hopkeni* (Leiper, 1910) (= *Nematodirus hopkeni*, Leiper, 1910). *Proc. U. S. national Mus.*, LXXV, 1929, art. 12. p. 5.

Oswaldocruzia agamae J. H. Sandground. *Trichostrongylidæ*. Intestin. *Agama colonorum* (Reptile). Du River, Liberia. *Proc. U. S. national Mus.*, LXXV, 1929, art. 12, p. 7.

Colobostrongylus J. H. Sandground. *Strongylidæ*. Espèce type : *C. strongi*. *Proc. U. S. national Mus.*, LXXV, 1929, art. 12, p. 8.

Colobostrongylus strongi J. H. Sandground. *Strongylidæ*. Intestin

grêle (?). *Colobus polykomos (Semnopithecidæ)*. Du River, Liberia. *Proc. U. S. national Mus.*, LXXV, 1929, art. 12, p. 9.

Protofilaria A. S. Chandler. *Filaridæ*. Espèce type : *P. furcata*. *Proc. U. S. national Mus.*, LXXV, 1929, art. 6, p. 2.

Profilaria furcata A. S. Chandler. *Filaridæ*. Cavité thoracique. *Lemur ruber*. Jardin zoologique de Calcutta. *Proc. U. S. national Mus.*, LXXV, 1929, art. 6, p. 2.

Aproctoides A. S. Chandler. *Filaridæ*. Espèce type : *A. lissum*. *Proc. U. S. national Mus.*, LXXV, art. 6, p. 3.

Aproctoides lissum A. S. Chandler. *Filaridæ*. Cavité orbitaire. *Copsychus saulatus* (Passériformes). Jardin zoologique de Calcutta. *Proc. U. S. national Mus.*, LXXV, 1929, art. 6, p. 4.

Dirofilaria (?) digitata A. S. Chandler. *Filaridæ*. Cavité abdominale. *Hylobates hoolock* (Primates). Jardin zoologique de Calcutta. *Proc. U. S. national Mus.*, LXXV, 1929, art. 6, p. 5.

Haptospiculum spinigerum A. S. Chandler. *Filaridæ*. Péritoine. *Varanus flavescens* (Reptile). Jardin zoologique de Calcutta. *Proc. U. S. national Mus.*, LXXV, 1929, art. 6, p. 6.

Thylaconema A. S. Chandler. *Filaridæ*. Espèce type : *T. sigmura*. *Proc. U. S. national Mus.*, LXXV, 1929, art. 6, p. 8.

Thylaconema sigmura A. S. Chandler. *Filaridæ*. Cavité péritonéale. *Argusianus argus* (Galliformes). Jardin zoologique de Calcutta. *Proc. U. S. national Mus.*, LXXV, 1929, art. 6, p. 8.

Lemdana limboonkengi R. Hœppli et Hsi-Fan Hsü. *Filaridæ*. Partie externe du péricarde. *Ardeola bacchus* (Ciconiiformes). Ile Amoy (Chine). *Arch. f. Schiffs-Trop. Hyg.*, XXXIII, 1929, Beiheft 1, p. 28.

Diplotriaena nochti R. Hœppli et Hsi-Fan Hsü. *Filaridæ*. Mésentère. *Acridotheres crystallus* Gm. (Passériformes). Ile Amoy (Chine). *Arch. f. Schiffs-Trop. Hyg.*, XXXIII, 1929, Beiheft, 1, p. 29.

Serratospiculum chungi R. Hœppli et Hsi-Fan Hsü. *Filaridæ*. Mésentère. *Falco* sp. (Falconiformes). Ile Amoy (Chine). *Arch. f. Schiffs-Trop. Hyg.*, XXXIII, 1929, Beiheft 1, p. 31.

Onchocerca fuelleborni R. Hœppli et Hsi-Fan Hsü. *Filaridæ*. Nodules dans le tissu conjonctif des muscles entourant le vagin. *Neomeres phocænoides* (Mamm.). Mer près de l'île Amoy (Chine). *Arch. f. Schiffs-Trop. Hyg.*, XXXIII, 1929, Beiheft 1, p. 33.

Monhysterides iheringi Travassos, Artigas et Pereira. *Atractidæ*. Intestin. *Piaractus brachypomus* (Cuv.), *Myleus* sp. (*Characidæ*, Poissons). Rio Cuyaba (Matto Grosso) et Rio Mogy-Guassu, São Paulo, Brésil. *Arch. Inst. biol. de defesa agric. e animal*, I, 1928, p. 11.

Cucullanus pinnai Travassos, Artigas et Pereira. *Cucullanidæ*. Intestin. *Pimelodus clarius* (L.) et *Pseudoplatistoma* sp. (*Siluridæ*, Poissons). Emas, Pirassununga, São Paulo, Brésil. *Arch. Inst. biol, de defesa agric. e animal*, I, 1928, p. 17.

Cucullanus interrogativus Travassos, Artigas et Pereira. *Cucullanidæ*. Foie. *Salminus maxillosus* (Cuv. et Val.) (*Characidæ*, Poisson). Emas, Piras-

sununga, São Paulo, Brésil. *Arch. Inst. biol. de defesa agric. e animal*, I, 1928, p. 18.

Neocucullanus Travassos, Artigas et Pereira. *Cucullanidæ*. Espèce type : *N. neocucullanus*. *Arch. Inst. biol. de defesa agric. e animal*, I, 1928, p. 19.

Neocucullanus neocucullanus Travassos, Artigas et Pereira. *Cucullanidæ*. Intestin. *Characidæ* sp. (Poissons). Lassance, Minas, bassin du rio das Velhas, Brésil. *Arch. Inst. biol. de defesa agric. e animal*, I, 1928, p. 19.

Procamallanus iheringi Travassos, Artigas et Pereira. *Camallanidæ*. Intestin et diverticules pyloriques. *Salminus hilarii* (Cuv. et Val.), *Hoplias* sp., *Tetragonopterus* sp., *Leporinus* sp., *Anastomatinæ* sp. (*Characidæ*, Poissons). Emas, Pirassununga, São Paulo, Brésil. *Arch. Inst. biol. de defesa agric. e animal*, I, 1928, p. 21.

Procamallanus inopinatus Travassos, Artigas et Pereira, *Camallanidæ*. Intestin. *Leporinus* sp. (*Characidæ*, Poisson). Emas, Pirassununga, São Paulo, Brésil. *Arch. Inst. biol. de defesa agric, e animal*, I, 1928, p. 21.

Procamallanus rarus Travassos, Artigas et Pereira. *Camallanidæ*. Intestin. *Pimelodella lateristriga* (Müll. et Trosch.), *Rhinodoras dorbignyi* Kröyer (*Siluridæ*, Poissons). Emas, Pirassununga, São Paulo, Brésil. *Arch. Inst. biol. de defesa agric. et animal*, I, 1928, p. 22.

Rhabdochona elegans Travassos, Artigas et Pereira. *Spiruridæ*. Intestin. *Tetragonopterus* sp. (*Characidæ*, Poisson). São Paulo, Rio Tietê (Parnahyba) et rio Mogy-Guassu (Pirassununga) Brésil. *Arch. Inst. biol. de defesa agric. e animal*, I, 1928, p. 23.

Cystidicola fischeri Travassos, Artigas et Pereira. *Spiruridæ*. Estomac. *Salminus maxillosus* (Cuv. et Val.) (*Characidæ*, Poisson). Emas, Pirassununga, São Paulo, Brésil. *Arch. Inst. biol. de defesa agric. e animal*, I, 1928, p. 24.

Spinitectus yorkei Travassos, Artigas et Pereira. *Spiruridæ*. Intestin. *Pimelodella lateristriga* (Müll. et Trosch.) (*Siluridæ*, Poisson). São Paulo, Emas, rio Mogy-Guassu, Brésil. *Arch. Inst. biol. de defesa agric. e animal*, I, 1928, p. 25.

Spinitectus asperus Travassos, Artigas et Pereira. *Spiruridæ*. Intestin. *Prochilodus scrofa* (Steind.) (*Characidæ*, Poisson). Emas, Pirassununga, São Paulo, Brésil. *Arch. Inst. biol. de defesa agric. e animal*, I, 1928, p. 25.

Philometra maplestoni Travassos, Artigas et Pereira. *Philometridæ*. Cavité générale. *Salminus hilarii* (Cuv. et Val.) (*Characidæ*, Poisson). Emas, Pirassununga, São Paulo, Brésil. *Arch. Inst. biol. de defesa agric. e animal*, I, 1928, p. 27.

Capillaria piscicola Travassos, Artigas, et Pereira. *Trichinellidæ*, Estomac. *Acestrorhamphus* sp. (*Characidæ*, Poisson). Emas, Pirassununga, São Paulo, Brésil. *Arch. Inst. biol. de defesa agric. e animal*, I. 1928, p. 29.

Capillaria minima Travassos, Artigas et Pereira. *Trichinellidæ*. Estomac. *Anostomatinæ* sp., *Leporinus* sp. (*Characidæ*, Poissons). Emas, Pirassununga, São Paulo, Brésil. *Arch. Inst. biol. de defesa agric. e animal*, I, 1928, p. 29.

Mansonella E. C. Faust. *Filariidæ*. Espèce type : *M. ozzardi* (Manson, 1897) (= *Filaria ozzardi* Manson, 1897). E. C. Faust, *Human helminthology*, Philadelphie, 1929, p. 468.

Fuellebornius Leiper. *Fuellebornidæ* nov. fam. (*Filariidæ*). Espèce type : *F. medinensis* (Linné, 1758) (= *Dracunculus medinensis* Linné, 1758). *Archiv für Schiffs-Trop. Hyg.*, XXX, 1926, p. 491.

Gaigeria smiti Noto-Soediro. *Ancylostomidæ*. Intestin. Chèvre. Java. *Ned.-Indische bladen voor diergeneesk.*, XL, 1928. (= *G. pachyscelis* Raillet et Henry, 1910, R. Noto-Soediro et J. E. W. Ihle, *Ctrlbl. für Bakt., Orig.*, CXIII, 1929, p. 204).

Agamospirura parahormeticae Pessoa et Correa. *Spiruridæ*. Cavité viscérale. *Parahormetica bilobata* Sauss. (Blattidé). Louveira (Brésil, Etat de São Paulo). *Sciencia medica*, VII, 1929, p. 305.

Rusguniella wedli Owen L. Williams. *Spiruridæ*. Feuillet pariétal de la plèvre, péritoine, proventricule, muscles, rein, mésentère. *Colymbus nigricollis* (Brehm) (Colymbiformes). Localité inconnue. [= *Rusguniella elongata* (Rudolphi, 1819) *pro parte*]. *Univ. of California public in zool.*, XXXIII, 1929, p. 6.

Rusguniella panamensis Owen L. Williams. *Spiruridæ*. Sous la couche cornée du gésier. *Hylophylax nævioides* (Lafresnaye). Panama : Barro Colorado Island, Gatun Lake, Canal Zone. *Univ. of California public. in zool.*, XXXIII, 1929, p. 6.

Sincosta Glenwood C. Roe. *Trichostrongylidæ*. Espèce type : *S. aberrans*. *Proc. U. S. National Mus.*, LXXV, 1929, art. 17, p. 1.

Sincosta aberrans Glenwood C. Roe. *Trichostrongylidæ*. Intestin grêle. Souris sauvage. New Jersey (Monmouth Junction), U. S. A. *Proc. U. S. National Mus.*, LXXV, 1929, art. 17, p. 2.

Paraleiuris Vaz et Pereira. *Spiruridæ*. Espèce type : *P. locchii*. *Boletim biol.*, fasc. 15, 1929, p. 4.

Paraleiuris locchii Vaz et Pereira. *Spiruridæ*. Estomac et diverticule. *Bradypus tridactylus* (Edenté). Etat de São Paulo (Brésil). *Boletim biol.*, fasc. 15, 1929, p. 4.

Strongyloides ophidiae Pereira. *Rhabditidæ*. Intestin. *Drymobius bifossatus* Raddi (Ophidien). Etat de São Paulo (Brésil). *Boletim biol.*, fasc. 15, 1929, p. 16.

M. L.

Striatofilaria M. P. Lubimov. *Filariidæ*. Espèce type : *S. aerophila* (von Linstow, 1906) (= *Spiroptera aerophila* von Linstow, 1906). Trachée. *Phœnicopterus roseus* Pallas (Ciconiiformes). *Trans. labo. exper. biol. Zoopark Moscou*, III, 1927, p. 296.

Skrjabinaria M. P. Lubimov. *Filariidæ*. Espèce type : *S. spirocauda* (Leidy, 1858) (= *Filaria spirocauda* Leidy, 1858). Cœur. *Phoca vitulina*. *Trans. labo. exper. biol. Zoopark Moscou*, III, 1927, p. 304.

Eustrongylides ignotus K. Morisita. *Dioctophymidæ*, *Uria troile californica* (Charadriiformes). Sakhaline. *Dobutsu Gaku Zasshi*, XL, 1928, p. 12.

R.-Ph. Dollfus.

Acanthocéphales

Arhythmorhynchus fuscus I. Harada. *Rhadinorhynchidæ*. Intestin grêle. *Nycticorax nycticorax* L. (Ciconiiformes). Environs de Tokyo (Japon). *Japan. journ. of zool.*, II, 1929, p. 195.

R.-Ph. D.

Linguatulides

Armillifer yoshidai K. Kishida. *Porocephalidæ*. Serpent indéterminé. Parc zool. d'Osaka (Japon). *Annot. zool. japon.*, XI, 1928, p. 397.

R.- Ph. D.

Acariens

Parathrombidium teres André. *Trombididæ*. *Brachytropis calcarata*, *Capsidæ*. France. *Bull. soc. zool. France*, LIII, 1929, p. 514.

Ewingia Pearse. *Ewingidæ* (nov. fam.). Espèce type : *E. cenobitæ*. *Carnegie Inst. of Wash.*, Public. n° 391, 1929, p. 225.

Ewingia cenobitae Pearse. *Ewingidæ* (nov. fam.). *Cenobita diogenes*. Floride. *Carnegie Inst. of Wash.*, Public. n° 391, 1929, p. 225.

Trombicula shannoni Ewing. *Trombididæ*. Chat. Pérou. *Proc. entom. soc. Wash.*, XXXI, 1929, p. 9.

Trombicula australis Ewing. *Trombididæ*. *Tropiduras peruvianus*. Pérou. *Proc. entom, soc. Wash.*, XXXI, 1929, p. 10.

Trombicula oregonensis Ewing. *Trombididæ*. Oregon, (U. S. A.). *Proc. entom. soc. Wash.*, XXXI, 1929, p. 10.

Laelaps cancer Pearse. *Gamasidæ*. *Gecarcinus lateralis* (Freminville). Loggerhead Key, Dry Tortugas, Floride. *Carnegie Inst. of Wash.*, Public., n° 391, 1929, p. 229.

Aponomma komodoense Oudemans. *Ixodidæ*. *Zool. Meded.*, XI, 1928, p. 227.

H. Galliard.

Anoploures

Ancistroplax J. Waterston. *Pediculidæ*. Espèce type : *A. crociduræ*. *Parasitology*, XXI, 1929, p. 161.

Ancistroplax crocidurae J. Waterston. *Pediculidæ*. *Crocidura horsfieldi* (Thomas). Ceylan. *Parasitology*, XXI, 1929, p. 161.

M. Langeron.

Diptères

Hodgesia bailyi Barraud. *Culicidæ*. Virajpet, Coorg, South India. *Indian journ. med. res.*, XVI, 1929, p. 1062.

Culicoides actoni R. O. A. Smith. *Chironomidæ*. Burnihat (Assam). *Indian journ. med. res.*, XVII, 1929, p. 255.

Culicoides raripalpis R. O. A. Smith. *Chironomidæ*. Burnihat (Assam) *Indian journ. med. res.*, XVII, 1929, p. 256.

Heizmannia edwardsi Barraud. *Culicidæ*. Inde, Yellapur, North Kanara. *Indian journ. med. res.*, XVII, 1929, p. 264.

Heizmannia covelli Barraud. *Culicidæ*. Iles Andaman ; Sukna, nord du Bengale. *Indian journ. med. res.*, XVII, 1929, p. 265.

Heizmannia viridis Barraud. *Culicidæ*. Inde, Yellapur, North Kamara ; Nagargali, Bombay, Deccan ; côte de Malabar. *Indian journ. med. res.*, XVII, 1929, p. 266.

Thyridanthrax salutaris Austen. *Bombylidæ*. Pupe de *Glossina morsitans*. Lingadzi, près de Domira Bay, Lac Nyassa. *Bull. entomol. res.*, XX, 1929, p. 154.

Thyridanthrax argentifrons Austen. *Bombylidæ*. Pupe de *Glossina morsitans* Westw., forme *submorsitans* Newst. Sherifuri, près d'Azare, Nigeria du nord. *Bull. entomol. res.*, XX, 1929, p. 155.

Thyridanthrax beneficus Austen. *Bombylidæ*. Pupes de *Glossina morsitans*. Kanyesi, district de Mossurise, Afrique orientale portugaise. *Bull. entomol. res.*, XX, 1929, p. 162.

Neocordylobia roubaudi Villeneuve. *Calliphorinæ testaceæ*. Sénégal. *Bull. Soc. pathol. exot.*, XXII, 1929, p. 439.

M. L.

Anopheles (Neomyzomyia) longirostris Brug. *Culicidæ*. Nouv.-Guinée holl. *Mededeel. van den dienst der volksgez. in Ned. Indië*, 1928.

Anopheles (Bironella) travestitus Brug. *Culicidæ*. Moluques. *Overged. uit het Geneesk. Tijds. Nederl. Indië*, VII, 1928, p. 921.

Phlebotomus barraudi Sinton. *Psychodidæ*. Assam. *Ind. journ. of med. res.*, XVI, 1929, p. 716.

Cuterebra cometes Shannon et Del Ponte. *Œstridæ*. Argentine. *Rev. del Inst. bacter.*, IV, 1926, p. 588.

Cuterebra semilutea Baud. *Œstridæ. Senckenbergiana*, XI, 1929, p. 1.

Glossina newsteadi Austen. *Muscidæ*. Congo belge. *Bull. of entom. res.*, XX, 1929, p. 1.

H. Galliard.

Hyménoptères

Mesochorus expolitus Wilkinson. *Ichneumonidæ*. Kampala (Uganda). *Bull. entom. res.*, XX, 1929, p. 104.

Mesochorus concinnatus Wilkinson. *Ichneumonidæ*. Transvaal. *Bull. entom. res.*, XX, 1929, p. 105.

Hecabalodes Wilkinson. *Braconidæ*. Espèce type : *H. anthaxiæ*. *Bull. entom. res.*, XX, 1929, p. 105.

Hecabalodes anthaxiae Wilkinson. *Braconidæ*. *Anthaxia congregata*. Khartoum. *Bull. entom. res.*, XX, 1929, p. 107.

Apanteles belliger Wilkinson. *Braconidæ*. *Cirphis unipuncta*. Maurice. *Bull. entom. res.*, XX, 1929, p. 107.

Apanteles malevolus Wilkinson. *Braconidæ*. *Hyblæa puera*. Derha Dun (Indes). *Bull. entom. res.*, XX, 1929, p. 109.

Apanteles radiantis Wilkinson. *Braconidæ. Euxoa radians.* Gatton (Australie). *Bull. entom. res* , XX, 1929, p. 110.

Apanteles grandiculus Wilkinson. *Braconidæ.* Shillong (Assam). *Bull. entom. res.*, XX, 1929, p. 110.

Apanteles sagax Wilkinson. *Braconidæ. Sylepta derogata.* Tanganyika et Uganda. *Bull. entom. res.*, XX, 1929, p. 112.

Apanteles mendosae Wilkinson. *Braconidæ. Dasychira mendosa.* Kuala Lampur (Malaisie). *Bull. entom. res.*, XX, 1929, p. 113.

Ophius phorelliae Wilkinson. *Braconidæ. Phorellia peringueyi.* Transvaal. *Bull. entom. res.*, XX, 1929, p. 113.

H. GALLIARD.

Bairamlia J. Waterston. *Miscogasteridæ.* Espèce type : *B. fuscipes. Parasitology*, XXI, 1929, p. 103.

Bairamlia fuscipes J. Waterston. *Miscogasteridæ.* Cocons de *Ceratophyllus wickhami* Baker. Nid d'écureuil, Gerrard's Cross, Bucks, Angleterre. *Parasitology*, XXI, 1929, p. 104.

Rhaconotus orizae D. S. Wilkinson. *Braconidæ.* Larve de *Schœnobius incertellus* Wlk. (?) (Pyralide). Inde, Punjab. *Bull. entomol. res.*, XX, 1929, p. 205.

Microplitis radicalis D. S. Wilkinson. *Braconidæ.* Larve de Spingide (?). Chine. *Bull. entomol. res.*, XX, 1929. p. 206.

Dinocampus mylloceri D. S. Wilkinson. *Braconidæ. Myllocerus maculosus (Curculionidæ).* Inde, Pusa, Bihar. *Bull. entomol. res.*, XX, 1929, p. 207.

Crabro tabanicida C. R. Fischer. Brésil, São Paulo. *Boletim biol.*, fasc. 15, 1929, p. 43.

M. LANGERON.

ERRATUM

P. 401, ligne 27, Mémoire Coutelen, au lieu de « en qualité suffisante », lire : en quantité suffisante.

P. 448, ligne 24 du *Répertoire des espèces et genres nouveaux*, au lieu de *Trichopus gaillimhe*, lire : *Trochopus gaillimhe.*

TABLE DES MATIÈRES PAR NOMS D'AUTEURS

Mémoires originaux 1, 97, 177, 257, 353, 449

BRUMPT (E.). — Longévité d'*Anaplasma marginale* et de *Theileria mutans* (= *T. annulata-dispar* ?), d'origine tunisienne, dans le sang d'une vache 55

BRUMPT (E.). — Particularités évolutives peu connues des cercaires d'amphistomides 262

BRUMPT (E.). — Fréquence du parasitisme d'*Hydrachna processifera* sur le *Dytiscus marginalis* en Normandie 290

BRUYNOGHE (R.) et VASSILIADIS (P.). — Contribution à l'étude des eperythrozoaires coccoides 353

CARPANO (M.). — Sur la piroplasmose des oiseaux domestiques déterminée par *Ægyptianella pullorum* (deuxième note) 365

CAUCHEMEZ (L.). — Un cas remarquable d'appendicite à oxyures 280

CIFERRI (R.). — Sur un *Acrothecium* isolé du « mal del pinto » mexicain, *Acrothecium nigrum* n. sp. 524

CIFERRI (R.). — Sur un *Grubyella* parasite de simulidés, *Grubyella ochoterenai* n. sp. 511

CORDERO (E.-H.). — Notes sur les hirudinées. I. Quelques observations sur la morphologie externe d'*Ozobranchus margoi* (Apathy) 209

COULON (G.). — Présence d'un nouvel *Encephalitozoon* (*Encephalitozoon brumpti* n. sp.) dans le liquide céphalo-rachidien d'un sujet atteint de méningite suraiguë 449

COUTELEN (F.). — Action *in vitro* des radiations ultra-violettes sur le sable hydatique 274

COUTELEN (F.). — Essai de culture *in vitro* de microfilaires de Bancroft 399

COUTELEN (F.). — Nature et rôle biologique du corps central interne des microfilaires 410

CURASSON (G.). — *Troglodytella abrassarti*, infusoire pathogène du chimpanzé 466

DALMAU (L.-M.). — Remarques sur la technique mycologique 536

DAVID (A.). — Note préliminaire sur un *Leishmania* trouvé chez le lézard gris de la région de Tibériade (Basse-Galilée, Palestine).. 190

DINULESCU (G.). — Description de la larve au premier stade du *Gastrophilus inermis* Brauer. La myiase gastrophilienne des joues chez le cheval 419

DINULESCU (G.). — Sur la ponte du *Gastrophilus pecorum* 287

Dollfus (R.-Ph.). — Existe-t-il des cycles évolutifs abrégés chez les trématodes digénétiques ? Le cas de *Ratzia parva* (Stossich, 1904) 196
Dollfus (R.-Ph.). — Sur le genre *Telorchis* 29, 116
Duché (J.). — Identité du *Cladothrix liquefaciens* Hesse, 1892 et du *Streptothrix dassonvillei* Brocq-Rousseu, 1907 222
Feldmann (W.-H.) et Essex (H.-E.). — Distomatose pulmonaire chez le chat 204
Galliard (H.). — De quelques causes influant sur l'évolution de l'infection mixte à trypanosomes et à tréponèmes 57
Galliard (H.). — Remarques sur la culture de *Trypanosoma cruzi* Chagas 367
Galliard (H.). — Envahissement précoce et intense de la cavité abdominale de la souris au cours des infections à *Trypanosoma cruzi* 377
Harant (H.). — Sur une pseudo-tumeur à nématodes chez un poisson sélacien (*Scylliorhinus canicula* L.) 282
Joyeux (Ch.). — Procédé pour rechercher les cysticercoïdes des petits crustacés 112
Konsuloff (St.). — Recherches sur l'évolution des cestodes de la famille des *Anoplocephalidæ* 477
Langeron (M.). — Mycose d'une larve de *Culex hortensis* en Corse 107
Li-Yuan-Po. — Culture de *Chilomastix aulastomi* 61
Mandoul (A.-H.). — A propos des *Culicoides* de la région bordelaise 218
Negroni (P.). — Sur une nouvelle espèce de *Saccharomyces, S. annulatus* n. sp. 303
Negroni (P.). — Un nouveau *Trichophyton endothrix, Trichophyton areolatum* n. sp. 438
Neveu-Lemaire (E.). — Répartition de la bilharziose vésicale en Irak 1
Nitzulescu (V.). — Contribution à l'étude des phlébotomes de Roumanie 430
Nitzulescu (V.). — Sur quelques phlébotomes de Yougoslavie 494
Oquiñena (F.). — Etudes sur l'*Hymenolepis nana* en Espagne 469
Raynal (J.). — *Schistosoma mansoni* chez le malgache 10
Reiss (F.). — Caractères morphologiques et biologiques de certaines espèces de *Monilia* 506
Sautet (J.). — Pouvoir pathogène des cultures d'*Entamœba dysenteriæ* faites en présence d'amidon de riz 140
Sautet (J.). — Formation des kystes bleus de *Giardia intestinalis*.. 193
Schwetz (J.) et Fornara (L.). — Les parasites sanguicoles du calao *Bycanistes sharpei duboisi* (trypanosomes, *Hæmoproteus* et filaire) 459
Sorour (M.-F.). — Contribution à l'étude des tumeurs irritatives bénignes et malignes produites par les bilharzies 389
Talice (R.-V.). — Sur le rôle du *Pediculus vestimenti* dans la transmission de la fièvre récurrente espagnole (expérimentation sur l'homme et sur les animaux) 177

TALICE (R.-V.). — Parasitisme de *Triatoma rubrovaria* par un sporozoaire 257
TALICE (R.-V.). — Sur quelques larves de *Trombidinæ* de l'Uruguay, parasites des animaux 483
TALICE (R.-V.) et MACKINNON (J.-E.). — *Penicillium bertai* n. sp., agent d'une mycose broncho-pulmonaire de l'homme 97
TALICE (R.-V.) et SURRACO (N.). — Sur la culture du *Treponema hispanicum* 133

Revues critiques 64, 80, 83, 145, 151, 228, 309, 325
DOLLFUS (R.-Ph.). — Addendum à mon « énumération des cestodes du plancton et des invertébrés marins » 325
GRIGORAKIS (L.). — L'étude des dermatophytes et les critiques de MM. Sabouraud et Langeron 83
GUIART (J.). — A propos des travaux récents sur la classification des dermatophytes 80
HOROVITZ (A.) et SAUTET (J.). — Remarques sur la culture des parasites du paludisme 151
LANGERON (M.). — Le *Trichosporium pedrosoi* (Brumpt, 1921), agent de la dermatite verruqueuse brésilienne 145
LANGERON (M.). — Les astérinées parasites de l'homme. La piedra 309
SABOURAUD (R.). — Concernant les diverses classifications proposées pour les dermatophytes 228
SAUTET (J.). — Quelques remarques sur les cultures d'*Entamœba dysenteriæ* 64

Notes et informations 88, 247, 348, 446
LA DIRECTION. — Nomenclature 348
DOLLFUS (R.-Ph.). — Nils Johan Teodor Odhner 247
GALLIARD (H.). — *Erratum* 249
GALLIARD (H.). — Culture des trypanosomes, et en particulier *T. inopinatum*, en milieu liquide sucré 248
LANGERON (M.). — Détermination du *p*H des eaux sur le terrain 88
LANGERON (M.). — Faune et pathologie polynésiennes et mélanésiennes 89
LANGERON (M.). — Helminthologie 247
LANGERON (M.). — Helminthologie 444

Répertoire des espèces et des genres nouveaux 91, 161, 250, 348, 446 546

Rectification de nomenclature 96

Erratum 556

TABLE ALPHABÉTIQUE DES MATIÈRES

A

Acalèphes 325
Acanthobothrium 343
Acanthocheilonema dracunculoides 411
A. perstans 410
Achlysia dytisci 295
A. mannerheimi 295
Acromitus rabanchatu 325
Acrospermum 318
Acrotheca 146, 515
A. amœna 146
Acrotheciella 530
Acrothecium 146
A. anixiæ 532
A. atrum 532
A. lunatum 529
A. multisporum 529
A. nigrum 524
A. simplex 532
Acrothecula 530
Actinomyces dassonvillei 224
A. liquefaciens 224
Aedes annulipes 491
A. cinereus 491
A. maculatus 491
A. variegatus 89
Aegyptianella pullorum 365
Agama stellio 190
Agamonematodum 286
Aleuriosporia 518
Amnicola travancorica 269
Amphistomides 262
Amphistomum conicum 262
Amphiuma means 33, 128
Anaplasma marginale 55
Ancylostoma duodenale 471
Anémie hyperchromique 473
Anguilla anguilla 285
Anixia bresadolæ 532
A. myriasca 532
Anoplocephalidæ 477
Anopheles maculipennis 491
Appendicite à oxyures 280
Apodermata 290
Argas persicus 365
Aromochelys odorata 119
Arrhenurus bifidicodulus 293
A. cuspidator 293
A. globator 293
A. maculator 293
Artemia salina 344
Arthrosporia 518
Arvicola arvalis 355
Ascostroma 311
Aspidorhynchus 332
A. infulatus 333, 337
Astérinées 309
Atax 293, 300
Athene noctua 455
Aulastomum gulo 61
Auridistomum 117

B

Bacillus typhi murium 278
Balansina stellata 310, 321
Barret et Smith 69
Bartonella 353
B. muris ratti 361
Basrah 4
Bichos colorados 483
Bilharzies 381
Bilharziose du tube digestif ... 382
Bilharziose vésicale 1, 385
Blastotrichum 529
Blocs suspendus 537
Boa anacondo 125
Boeck et Drbohlav 69
Bothriocephalus loliginis 327
B. tubiceps 336
Branchipodes 344

Brachycœlium 33
Brachymetra parva 196
Brachysporium coryneoideum .. 530
Brumpt 70
Bullinus contortus 262
B. forskali 262
B. (Isidora) schakoi 269
B. (Isidora) tropicus 269
Bycanistes albotibialis 456
B. buccinator 456
B. cristatus 456
B. leucopygius 456
B. sharpei duboisi 453
B. striata 456

C

Cacumisporium tenebrosum 529
Calaos 453
Calliobothrium filicolle 343
Calycodes 117
Cancers bilharziens 392
Cancer depressus 345
Caranx trachurus 285
Caretta olivacea 209
Cavia aperea 483
Céphalopodes 327
Cercaires 262
Cercaria convoluta 270
C. coronata 268
C. corti 269
C. diastropha 269
C. diesingii 268
C. diplocotylea 268
C. dubita 270
C. ephemera 263, 269
C. frondosa 269
C. hemispheroides 270
C. indica 269
C. inhabilis 269
C. missouriensis 270
C. mosaica 270
C. nervosa 270
C. pigmentata 262
Cercorchis 30
C. shelkownikowi 33, 124
Cestodes 325
Cestodes du plancton et des invertébrés marins 325
Cestracion zygæna 338
Chatton et Lalung-Bonnaire 66
Chelopus insculptus 122
Chelydra serpentina 119
Chiggers 483
Chilomastix aulastomi 61
Chimpanzé 466
Chrysemys cinerea 120
C. marginata 120
C. picta 120
C. scripta 120
Cinosternum odoratum 119
C. pensylvanicum 119
Cistudo carolina 124
C. europæa 122
C. lutaria 122
Cladosporium mansoni 533
Cladothrix liquefaciens 222
Classification des dermatophytes 80, 83, 228
Clemmys caspica 121
C. guttata 122
C. insculpta 122
C. leprosa 33, 121
Cleopatra bulimoides 268
C. cyclostomoides 268
Climat astérinéen 310
Cloelia fasciata 128
Cœlomomyces stegomyiæ 109
Colorations vitales 544
Colorations vitales des microfilaires 412
Colpoda 276
Coluber flaviventris 128
Cordana pauciseptata 530
C. pedunculata 530
C. polyseptata 530
Corps central interne des microfilaires 410
Corse 107
Corythæola cristata 455
Cotylotretus 117
Couret et Walker James 67
Craig 71
Cténophores 326
Crustacés 112
Culex hortensis 107
Culicoides albicans 218
C. obsoletus 218, 219
C. perpungens 218
C. phlebotomus 520
C. pulicaris 218, 220

Culture de *Chilomastix aulastomi* 61
C. en bloc suspendu 537
C. d'*Entamœba dysenteriæ* .. 64, 140
C. des microfilaires 399
C. des parasites du paludisme.. 151
C. des trypanosomes 248
C. du *Treponema hispanicum* .. 133
C. du *Trypanosoma cruzi* 367
Cultures géantes 542
Cultures sur gélatine 542
Cultures sur plaques 538
Cutler 67
Cycles évolutifs abrégés 196
Cyclops 112
Cynoscion 337
Cypris 112
Cysticercoïdes 112
Cystoopsis acipenseris 286

D

Décapodes 345
Delphinus longirostris 209
Dermatemys mawi 119
Dermatite verruqueuse 145
Dibothrium gracile 327
Dimerosporium veronicæ 308
Dinurus tornatus 196
Diplodiscus temporatus 270
D. subclavatus 268
Diplodontus 300
Dipylidium caninum 477
Dirofilaria immitis 411
D. repens 411
Discoglossus pictus 198
Distoma allostomum 34
D. arrectum 29
D. bifurcum 29
D. clava 29
D. caudatum 34
D. ercolanii 29
D. gelatinosum 29
D. linstowi 29
D. nematoides 29
D. pleroticum 29
D. poirieri 29
D. signatum 29, 126
D. subflacum 34
Distomatose pulmonaire du chat 204
Distomum gelatinosum 122
Dobell et Laidlaw 72
Dytiscus lapponicus 295
D. marginalis 290
D. punctulatus 293

E

Echeneibothrium 340
E. benedeni 345
E. musteli 345
Echinocephalus 285
Encephalitozoon brumpti 449
E. chagasi 451
E. cuniculi 451
Encyclometra bolognensis 34
E. colubrinorum 34
E. natricis 34
Endodermophyton 518
Endoconidium 515
Entamœba aulastomi 61
E. dysenteriæ 64, 140
Enterobius vermicularis 471
Emys orbicularis 31, 122, 123
Eperythrozoaires coccoïdes 353
Eperythrozoon coccoides 360
E. dispar 361
Epidermophyton 518
Espagne 469
Euacrothecium 530
Eunectes (*Anaconda*) *murinus* 33, 125
E. scyale 29, 125
Eupatra scapularis 294
Euphrate 6
Eylais sp. 293, 300
E. extendens 294

F

Fermentation des sucres ... 508, 543
Fièvre récurrente espagnole 177
Filariose 89

G

Galeus canis 285, 345
Gastrodiscus ægyptiacus 269
Gastéropodes 327
Gastrophilus hæmorroidalis 419
G. inermis 419

G. intestinalis 419
G. nasalis 419
G. pecorum 287, 419
Giardia intestinalis 193
Gauducheau 67
Gerris lacustris 295
Glossina palpalis 259
Gomphinaria amæna 146
Grahamella 353
Grubyella alba 519
G. angolensis 519
G. avium 519
G. caballina 519
G. camerounensis 516, 519
G. discoides 519
G. farcinimosa 519
G. ferruginea 519
G. luxurians 519
G. ochosenica 519
G. ochoterenai 511
G. ochracea 519
G. schönleini 518
Gyromorpha musculi 353

H

Hæmatopinus stephensi 259
Hæmogregarina canis 259
H. muris 259
Hæmoproteus 462
Hanging block 537
Hariotula loranthi 321
Helminthologie 247
Helminthosporium 530
Herpetomonas 190
Hippelates texanus 520
Hippolyte varians 345
Hirudinées 209
Hirudo branchiata 215
Histosiphon 487
Hormodendron pedrosoi 145
Huile de *Chenopodium* 470
Hyalomma ægyptium 259
Hydrachna geographica 292
H. globosa 292
H. processifera 290
H. williamsoni 290
Hydroscopus plumbeus 128
Hydryphantes 300
Hygrobates 293
Hymenolepis collaris 113
H. compressa 113
H. coronula 112
H. fraterna 474
H. gracilis 114
H. nana 469
Hyperchromie 473
Hysterographium 318
Hysteropsis 318

I

Icosiella neglecta 399, 411
Indoplanorbis exustus 269
Irak 1
Isolement des champignons pathogènes 537
I. des dermatophytes 536

J

John, Yorke et Adams 71

K

Kofoid et Wagener 71
Kourna 6
Kystes bleus de *Giardia intestinalis* 193

L

Lacerta agilis 34
L. muralis 33
Lælaps echidninus 259
Lait tournesolé 544
Lamellibranches 327
Larve au premier stade de *Gastrophilus inermis* 419, 421
Larves de Tétraphylles 339
Larves de Tétrarhynques 327
Lebertia 491
Leishmania du lézard gris 190
Lepoderma mentulatum 34
Leptodactylus 259
Lesage 65
Leucocytozoon ziemanni 462
Limnæa acuminata 269
L. palustris 112

L. succinea 269
L. truncatula 200
L. vulgaris 112
Limnesia fulgida 293
Limnochares aquaticus 295
L. holosericea 295
Liponyssus saurarum 259
Loa loa 410
Lœfgrenia 116
L. lœfgreni 116
Loligo loligo 328, 339
L. sagittata 327
Lophium 318
Lophobdella quatrefagesi 215
Lophoceros nasutus 464
Lophodermium 318

M

Madagascar 10
Malacoclemmys geographica 121
M. lesueuri 121
Malacostracés podophthalmes .. 345
Mal del pinto 524
Mansonella ozzardi 410
Mélanésie 89
Melibe rangii 327
Melophagus 478
Mesaulus 117
Microfilaires de Bancroft 399
M. des *Bycanistes* 462
Microthyriales 312
Microthyrium microscopicum ... 321
Microtrombidium tlazahualt 484
Milieu à l'œuf de Cutler 68
Milieu au sang de Cutler 68
Milieu de Dorset 61
Milieu gélatiné 542
Milieux de Sabouraud 541
Moniezia 481
Monilia 322, 506
M. krusei 506, 508, 542
M. macedoniensis 507, 509
M. metalondinensis 507, 509
M. parapsilosis 542
M. pinoyi 507, 509
M. pseudotropicalis 507, 509
M. psilosis 542
M. tropicalis 507, 509
Monostoma aculeatum 29
Montoyella bodini 533
M. nigra 533
Morenoina 319
Mouentefik 6
Musanga smithi 453
Muscularis mucosæ 382
Mus decumanus 355
Musgrave et Clegg 64
Mus minutus 355
M. rattus 355
M. sylvaticus 355
Mustelus canis 345
M. lævis 345
M. mustelus 345
M. plebejus 345
M. vulgaris 335, 345
Mycose broncho-pulmonaire 97
Mycose d'une larve de *Culex hortensis* 107
Mycoderma 545
Mycoderma rugosa 276
Myiase gastrophilienne des joues chez le cheval 419
Mytilus bullatus 327

N

Napicladium 531
Nématodes 282
Nematospora coryli 316
Néoplasmes bilharziens 388
Néosalvarsan 362
Nicoria triyuga 215
Noc 65
Nothura maculosa 483
Nybelinia lingualis 327
N. palliata 338
Nymphoderma 290
Nymphophan 290

O

Octopus octopodia 342
O. vulgaris 331
Odhner (N.-J.-T.) 247
Odhneria bolognensis 34
Œuf du *Gastrophilus inermis* .. 420
Ommastrephes sloani pacificus.. 337
Onchocerca volvulus 411

Opisthorchis (*Brachymetra*) *joyeuxi* 199
Orchidasma 116
Orthorchis natricis 34
Oxyropus clœlia 128
O. fasciatus 128
Oxyures 280
Ozobranchus branchiatus 215
O. jantseanus 215
O. margoi 209
O. quatrefagesi 215
O. shipleyi 215

P

Panisopsis 300
Panisus 300
Paragonimus kellicotti 204, 206
P. ringeri 206
P. westermanni 206
Paralichthys 337
Paramphistomum calicophorum. 269
P. cervi 262
P. explanatum 269
Paraplagiorchis timotheevi 34
Paraphyses 318
Parasolier 453
Parodiopsis melioloides 312
P. sweetiæ 316
Pediculus vestimenti 177
Pendolf, Woodcock et Drew 67
Penicillium bertai 97
Périphyses 318
Périthèces 312
Pestalozzia 526
*p*H 88
Phialophora verrucosa 145
Phlébotomes de Roumanie 430
Phlébotomes de Yougoslavie ... 494
Phlebotomus chinensis 436, 499
P. major, var. *longiductus* ..435, 497
P. papatasi 259, 430
P. perniciosus 430, 494
Phoreibothrium triloculatum ... 343
Physa alexandrina 262
P. micropleura 262
P. subopaca 200
Phyllobothrium 344
Piedra 309
Piedraia hortai 320
Pinta negra 524
Piona 293
Piroplasmose des oiseaux domestiques 365
Plagusia squamosa 345
Planorbis contortus 268
P. corneus 263
P. (*Gyraulus*) *euphraticus* 269
P. möllendorfi 270
P. nitidus 268
P. rotundatus 268
P. saigonensis 270
P. spirorbis 268
P. vortex 268
Pleurobrachia pileus 326
Podocnemis expansa 124
P. unifilis 116
Polychètes 326
Polycirrus denticulatus 326
Polynésie 89
Polypus octopus 342
Porrocæcum 285
Prillieuxina 320
Proleptus 285
P. coronatus 286
P. gordioides 286
Protenes 31
P. angustus 120
P. leptus 120
Protothyrium salvadoræ 316
Pseudobranchellion margoi 215
Pseudorhytisma bistortæ 318
Pseudo-tumeur à nématodes 282
Pterygomaschlos 117
Puceron lanigère 491
Pycnides 313
Pyrénomycètes 311

R

Radiations ultra-violettes 274
Raia asterias 345
R. punctata 345
R. rubus 337
Raja 334
Rana esculenta 203
Rana ridibunda 200
Ratzia parva 196

Rhina squalina 336
Rhipicephalus sanguineus 259
Rhizostomata triptera 325
Rhynchobothrius robustus 337
Rhytidodes 117
R. gelatinosus 117
Rhytisma acerinum 318
Ross et Thomson 67
Rufferia 335

S

Sable hydatique 274
Saccharomyces annulatus 303
S. ellipsoideus 276
S. ludwigi 305
S. marxianus 276
S. pombe 276
Schadonoderma 290
Schadonophan 290
Schistosoma mansoni 10
Schizoneura lanigera 491
Scolecopeltis 317
Scolécospores 316
Scolex de Bavay 340
Scolex polymorphus 326, 343
Scyllium stellare 335, 337
Scylliorhinus canicula 282
Sepia fillioux 328
S. officinalis 327, 328
Simulidés 511
Simulium 520
Sperchon 293, 300
Sphærella 276
Spiralia 518
Spirochæta anserina 365
S. gallinarum 365
Spondylocladium 531
Sporotrichum beurmanni 545
Sporozoaire d'un Triatome 257
Stenobothrium 333
Stenotomus 337
Stomoxys calcitrans 259
Streptothrix dassonvillei 222
Stylostome 485
Sulfarsénol 362

T

Technique mycologique 536
Teius teyou 257, 484
Teleioderma 290
Teleiophan 290
Telorchis 29, 116
T. aculeatus 124, 128
T. anacondæ 125
T. (Protenes) angustus 31
T. attenuatus 120
T. bifurcus 124
T. chelopi 122
T. clava 29, 125, 128
T. corti 121
T. diminutus 119
T. ercolanii 34, 125, 127
T. gabesensis 33, 121
T. guttati 122
T. insculpti 122
T. (Protenes) leptus 31
T. linstowi 124
T. lobosus 119
T. medius 119
T. nematoides 126
T. pallidus 122
T. parvus 123
T. pleroticus 52, 125
T. poirieri 122
T. pseudo-aculeatus 33
T. robustus 120, 124
T. solivagus 31, 121, 123
T. solivagus maroccanus 45, 121
T. stossichi 31, 123
T. stunkardi 52
Tentacularia coryphænæ 334
Testudo græca 32, 124
Tethys leporina 327
Tetranarce 337
Tetranychus sylvestri 483
Tétraphylles 339
Tetrarhynchus bisulcatus .. 328, 339
T. corollatus 327
T. lingualis 329
T. macrobothrius 330
T. megabothrium 329
T. minutus 332
T. palliatum 339
T. sepiæ 330
Tétrarhynques 327
Thalassochelys caretta 209

Theileria annulata 55
T. mutans 55
T. dispar 55
Thysanozoon 481
Tigre 8
Tillandsia 314
Toucans 453
Trématodes digénétiques 196
Treponema crociduræ 58, 249
T. duttoni 58
T. hispanicum 58, 133, 178, 249
T. pallidum 276
Tréponèmes 57
Triatoma chagasi 367
T. infestans 367
T. megista 367
T. rubrovaria 257, 367, 377
Trichomonas sanguisugæ 61
Trichophyton acuminatum 438
T. areolatum 438
Trichosporium pedrosianum 148
T. pedrosoi 145
T. beigeli 322
T. hortai 314
Trichothecium parasitans 529
Trichothyrium fimbriatum 321
Trichuris trichiura 471
Troglodytella abrassarti 466
Trombiculq autumnalis 484
T. irritans 484
Trombidinæ 483
Trombidium phalangi 295
Tropidonotus grahami 32, 128
T. natrix 125
T. tessellatus 127
T. viperinus 127
Trypanosoma brucei 58
T. bycanistis 460
T. cruzi 59, 249, 257, 367, 377
T. evansi 276
T. inopinatum 248
T. karyozeukton 456
T. lewisi 59, 249, 276
T. mega 461
T. parroti 249
T. rotatorium 458, 460
T. sergenti 249
Trypanosomes des *Bycanistes* .. 456
Tryparsamide 362
Tumeurs bilharziennes 381
Tumeurs irritatives 381

U

Unionicola 293, 300

W

von Wasielewski et Hirschfeld . 66
Wells 66
Werner 65
Williams et Calkin 67
Willia saturnus 304
Wuchereria bancrofti 399

X

Xenopharynx 117

Y

Yoshida 68

Z

Zamenis constrictor 128
Z. hippocrepis 199

INDEX DU RÉPERTOIRE DES ESPÈCES ET DES GENRES NOUVEAUX

Acanthobothrium semnovesiculum, 163.
Acanthotrema, 94.
A. acanthotrema, 94.
Acanthoxyurus, 169.
A. anomaluri, 169.
Acrothecium nigrum, 546.
Actinomyces lepromatis, 446.
Acuaria lina, 352.
A. minor, 352.
A. minuta, 352.
A. nebraskensis, 352.
A. pattoni, 352.
A. quiscula, 352.
A. (Dispharynx) resticula, 550.
A. sialia, 352.
A. tyranna, 352.
Adleria, 448.
A. minutissima, 448.
Aedes (Tæniorhynchus) araozi, 173.
A. (Aedes) atrius, 173.
A. (A.) cautus, 173.
A. (A.) hirsutipleura, 173.
A. (A.) lugubris, 173.
A. (Ochlerotatus) patersoni, 173.
A. (Aedes) rami, 173.
A. (A.) sigmoides, 173.
A. (A.) vallistris, 173.
Ægyptianella pullorum, 447.
Agamodistomum laruei, 166.
Agamospirura parahormeticæ, 553.
A. melanopli, 168.
Ameristocheres, 255.
A. inermis, 255.
Amicroplus tasmanicus, 176.
Amphipsylla prima, 256.
A. tuta, 256.
Anabæniolum langeroni, 91.
A. longum, 161.
Ancistroplax, 554.
A. crociduræ, 554.
Angra, 351.
A. angra, 351.
Anisoporus, 253.
A. cobræformis, 253.
Anopheles fluminensis, 173.
A. (Neomyzomyia) longirostris, 555.
A. (Bironella) travestitus, 555.
A. (Nyssorhynchus) perezi, 173.
Antorchis lintoni, 548.
Apanteles agamemnonis, 174.
A. anthelæ, 175.
A. aræceri, 175.
A. aristolochiæ, 174.
A. badgleyi, 175.
A. bambusæ, 176.
A. belliger, 555.
A. cajani, 175.
A. calycinæ, 175.
A. caniæ, 175.
A. cheesmanæ, 175.
A. corbeti, 175.
A. detrectans, 175.
A. effrenus, 175.
A. erionotæ, 174.
A. fabiæ, 176.
A. grandiculus, 556.
A. hemitheæ, 175.
A. heterusiæ, 176.
A. hyblææ, 175.
A. hyposidræ, 175.
A. hypsilæ, 175.
A. importunus, 175.
A. inquisitor, 176.
A. lamborni, 175.
A. lamprosemæ, 175.
A. machæralis, 175.
A. malevolus, 555.
A. mendanæ, 175.

A. mendosæ, 556.
A. obliquæ, 174.
A. phytometræ, 175.
A. platyedræ, 176.
A. puera, 175.
A. radiantis, 556.
A. ruidus, 175.
A. sagax, 556.
A. tæniaticornis, 175.
A. taylori, 175.
A. tirathabæ, 176.
Aphelenchus retusus, 95.
Aplectana loveridgei, 169.
Apocephalus attophilus, 173.
A. dubitatus, 174.
A. rionegrensis, 173.
Aponomma komodoense, 554.
Aproctoides, 551.
A. lissum, 551.
Argulus schoutedeni, 255.
Arhythmorhynchus fuscus, 554.
A. siluricola, 352.
Armandia, 94.
Armillifer yoshidai, 554.
Ascaridia petrensa, 550.
Ascocotyle (Phagicola) angeloi, 350.
A. (Ascocotyle) felippei, 350.
Aspergillus dessyi, 91.
Astasia chætogastris, 163.
Azygia pristipomai, 164.

Babesia felis, 348.
Bairamlia, 556.
B. fuscipes, 556.
Bartonella canis, 162.
B. opossum, 162.
B. nicollei, 161.
Bdukus ichthyius, 169.
Biacetabulum giganteum, 350.
B. meridianum, 350.
Biuterina fallax, 163.
Bouchardia, 93.
Brachycœlium trituri, 94.
Brachyctenonotus, 256.
B. myospalacis, 256.
Brachymeria sesamiæ, 176.
Bucephalopsis elongatus, 254.
B. latus, 254.
B. ovatus, 254.

Capillaria minima, 552.
C. pearsi, 168.
C. piscicola, 552.
Carabunia, 176.
C. myersi, 176.
Cardiodectes anchorellæ, 255.
Castroia, 166.
C. amplicava, 166.
C. silvai, 166.
Catoptroides lacustri, 448.
Cepedea brumpti, 93.
Ceratomyxa mænæ, 250.
Ceratophyllus kaznakovi, 255.
C. kozlovi, 255.
C. monstrosus, 255.
Cercaria X1-X4, 547.
C. aurora, 350.
C. brevifurca, 350.
C. distoma sp., 350.
C. dorsocauda, 164.
C. floridensis, 167.
C. helvetica I-XV, 252-253.
C. laguanensis, 164.
C. longistyla, 350.
C. maitimensis, 164.
C. maquilingi, 164.
C. melaniasperata, 164.
C. missouriensis, 350.
C. philippindica, 164.
C. ramonæ, 165.
C. rarissima, 164.
C. rebstocki, 350.
C. redicystica, 164.
Cercarioides, 448.
C. aharonii, 448.
Cercolecithos, 166.
Cercorchis necturi, 166.
Chandlerella, 550.
Cimex furnarii, 172.
C. passerinus, 172.
Cladotænia secunda, 163.
Colobostrongylus, 550.
C. strongi, 550.
Colpocephalum gallinulæ, 171.
C. horii, 171.
C. tamamurensis, 171.
Conispiculum, 550.
C. guindiensis, 550.
Cooperia nodulosa, 254.
Coronympha, 349.
C. clevelandi, 349.

Cotopsylla bairamaliensis, 255.
Councilmania dissimilis, 91.
Crabro tabanicida, 556.
Crenosoma taiga, 167.
Crepidobothrium fragile, 163.
Creptotrema, 548.
C. creptotrema, 548.
Ctenophthalmus dilatatus, 255.
C. fissura, 256.
Cuculiphilus, 170.
C. coromandus, 170.
C. fasciatus hototogisu, 170.
Cucullanus interrogativus, 551.
C. pinnai, 551.
Culex chaquense, 172.
C. florense, 172.
C. fusco, 172.
C. salteno, 172.
Culicoides actoni, 554.
C. raripalpis, 554.
Cuterebra cometes, 555.
C. semilutea, 555.
Cyclocœlum phasidi, 350, 548.
Cystidicola fischeri, 552.
C. iwana, 254.

Damalinia theileri, 171.
Deltokeras campylometra, 93.
Dendromyia (Calladimyia?) typharum, 173.
Dexiogonimus, 447.
D. ciureanus, 448.
Dicrocœlium colobusicola, 547.
Didesmis spiralis, 349.
Dinocampus mylloceri, 556.
Diorchitrema, 448.
D. pseudocirrata, 448.
Diphyllobothrium houghtoni, 549.
D. okumurai, 549.
Diploporus, 253.
D. cryptostoma, 253.
D. hemistoma, 253.
Diplostomulum gigas, 548.
Diplostomum schizothoracis, 165.
Diplotriæna nochti, 551.
Dirofilaria (?) digitata, 551.
D. genettæ, 168.
D. spinosa, 550.
Distoma protopteri, 350.
Distomum (Astacotrema) tuberculatum, 251.
D. xenodontis, 164.
Drepanorchis occidentalis, 169.

Eccrinopsis mercieri, 91.
Echinorhynchus baeri, 96.
Eimeria arnoldoi, 447.
E. carinii, 162.
E. ekdysios, 162.
E. ellipsoidalis, 348.
E. geomydis, 348.
E. mephitidis, 92.
E. yakimovi, 447.
Embadomonas bradypi, 162.
E. caviæ, 162.
E. ovis, 162.
Encephalitozoon brumpti, 546.
Endamœba bradypi, 162.
Enterobius atelis, 550.
E. pitheci, 550.
Eomenacanthus, 171.
Eperythrozoon coccoides, 446.
E. dispar, 446.
Eucoleus baskakowi, 169.
Eusimulium inæqualis, 174.
E. lahillei, 174.
Eustronglides ignotus, 553.
E. wenrichi, 550.
Eutrichomastix rocha-limai, 163.
Ewingia, 554.
E. cenobitæ, 554.

Ferrisia, 170.
F. minor, 170.
Filaria patersoni, 95.
Floriceps lichiæ, 549.
Foleyella scalaris, 351.
F. vellardi, 351.
Fontesia, 351.
F. fontesi, 351.
Forcipomyia obesa, 174.
Fornicia ceylonica, 176.
Françaiella colchica, 92.
Frontopsylla elatoides, 256.
Fuellebornius, 553.

Gaigeria smiti, 553.
Gangesia agraensis, 164.
G. pseudotropii, 164.
Genarchella, 548.
G. dubia, 549.
G. genarchella, 548.
G. parva, 549.
Giardia bradypi, 162.
Gilquinia, 94.
Glaridacris confusus, 349.
Glenospora gammeli, 250.
Glossina newsteadi, 555.
Glyptelmins staffordi, 164.
Gorgoderina intermedia, 94.
Grahamella ehrlichi, 446.
Grillotia, 94.
Grubyella ochoterenai, 546.
Gyromorpha musculi, 446.

Hæmagogus uriartei, 173.
Hæmogregarina butantanensis, 547.
H. holmbergi, 162.
H. paulasousai, 547.
H. pessoai, 547.
Hæmoproteus de melloi, 92.
Hanseniospora guilliermondi, 446.
Haptospiculum spinigerum, 551.
Harpella, 348.
H. melusinæ, 348.
Harmostomum (Postharmostomum) hawaiensis, 166.
Hasstielesia texensis, 547.
Hecabalodes, 555.
H. anthaxiæ, 555.
Heizmannia covelli, 555.
H. edwardsi, 555.
H. viridis, 555.
Heligmonella affinis, 168.
H. gracilis, 168.
H. impudica, 168.
H. intermedia, 168.
H. monnigi, 168.
H. streptocerca, 168.
H. trifurcata, 168.
Heligmonina, 168.
H. ænomyos, 168.
H. cricetomyos, 168.
H. magna, 168.
H. praomyos, 168.
Heligmonoides, 168.
H. murina, 168.
Heligmostrongylus hassalli, 254.
Hemistomum colymbi, 167.
H. glossoides, 166.
H. pseudattenuatum, 166.
H. pusillum, 166.
Henicospilus euxoæ, 176.
Henneguya iheringi, 92.
H. isexil, 251.
Hepaticola anthropopitheci, 95.
H. muris, 167.
Herpetomonas hemidactyli, 349.
H. notonectæ, 251.
Heterotetrarhynchus, 549.
Hexamitus tubifici, 349.
Hodgesia ballyi, 554.
Holomastigotoides annandalei, 92.
H. gigas, 92.
H. kempi, 92.
H. koidzumii, 92.
H. metchnikovi, 92.
Hydramœba, 162.
Hymenolepis (Echinocotyle) dolosa, 93.
H. maclaudi, 93.
Hyptiasmus magniproles, 167.
H. theodori, 167.
Hystrignathus politus, 95.

Ichthyobodo, 251.
Ichthyotænia vitellaris, 163.
Indiella americana, 446.
Ischnurella, 255.
I. barneæ, 255.
Isospora neivai, 447.

Kurodaia, 170.

Lælaps cancer, 554.
Lateriporus merops, 549.
Lecithodendrium luzonicum, 165.
Lecithopyge, 166.
L. rastellum cylindriforme, 166.
L. rastellum subulatum, 166.
Leidynema, 351.
Leiperiatus, 550.

Leishmania ceramodactyli, 251.
Lemdana limboonkengi, 551.
Lepidonema tarda, 95.
Leptinogaster, 255.
L. pholadis, 255.
Leptoconops petrocchiæ, 172.
Leucochloridium dasylophi, 251.
Limatus exhibitor, 173.
Loxothylacus, 169.

Macrolecithus gotoi, 448.
Malika, 549.
M. œdicnemus, 549.
Mansonella, 552.
Maritrema pulcherrima, 350.
Megalocotyle, 547.
M. marginata, 547.
Megalogonia ictaluri, 94, 165.
Megarhinus neivai, 172.
Menacanthus micropteri, 170.
M. nogoma, 170.
M. subspinosus, 170.
M. takayamai, 170.
Mesocestoides elongatus, 163.
Mesocœlium brevicæcum, 448.
M. elongatum, 448.
M. lanceatum, 448.
M. monodi, 351.
Mesochorus concinnatus, 555.
M. expolitus, 555.
Metacercaria : Distoma cœlomatoplocion, 350.
Metadena microvata, 164.
Metastephanonympha, 547.
M. perroncitoi, 547.
Metorchis caintaensis, 165.
Miamyia petrocchiæ, 173.
Microfilaria corderoi, 95.
M. fonsecai, 95.
M. parodii, 95.
Microplitis radicalis, 556.
Monhysterides iheringi, 551.
Monilia fioccoi, 250.
Monocystis mrazeki, 92.
Monodontus rarus, 351.
Mosesia, 166.
Myceloblastanon gifuense, 161.
Myrmosicarius, 174.
M. catharinensis, 174.
M. crudelis, 174.
M. cuspidatus, 174.
M. gracilipes, 174.
M. grandicornis, 174.
M. tarsipennis, 174.
Myrsidea cyanopicæ, 170.
M. ishizawai, 170.
M. subdissimilis, 169.
M. takayamai, 170.
Myxobolus conspicuus, 250.
M. guyenoti, 447.
M. intestinalis, 251.
M. noguchii, 92.
M. stokesi, 92.

Neascus perlatus, 548.
N. wardi, 167.
Nemeritis palmaris, 176.
Neocordylobia roubaudi, 555.
Neocucullanus, 552.
N. neocucullanus, 552.
Neodiplostomum kashmirianum, 165.
N. perlatum, 548.
N. pseudospathula, 548.
Neodohrniphora wasmanni, 173.
Neumannia, 171.
N. okadai, 171.
Nocardia nicollei, 161.
N. sanfelicei, 161.
Nosema nepæ, 250.
Notocotylus chionis, 251.
Nybelinia, 549.
Nyctotherus ampullariarum, 93.
N. tipulæ, 251.

Obeliscoides nigeriæ, 168.
Octomitus pitheci, 349.
Oligorchis toxometra, 93.
Onchocerca fuelleborni, 551.
Opecœlus elongatus, 253.
O. minimus, 164.
O. quadratus, 253.
Opegaster, 253.
O. brevifistula, 253.
O. ovatus, 253.
O. rectus, 253.
Ophiotænia crotaphopeltis, 163.
O. elapsoideæ, 163.

Ophius phorelliæ, 556.
Opisthodiscus americanus, 94.
Opisthogonimus afranoi, 447.
O. megabothrium, 94, 165.
O. pedicellata, 165.
Ornithodoros foleyi, 96.
Oslerus cynopitheci, 167.
O. felis, 167.
Ostertagia khalili, 351.
Oswaldocruzia agamæ, 550.

Paracoreomyces, 250.
P. thaxteri, 250.
Paradistomum gregarinum, 448.
P. magnum, 165.
Paradoxopsyllus naryni, 256.
Paralecithodendrium liliputianum, 166.
Paraleiuris, 553.
P. locehii, 553.
Parascocotyle ascolonga, 448.
Parastrongylus tateronæ, 168.
Parathrombidium teres, 554.
Paruterina africana, 93.
P. guineensis, 93.
Pectinoctenus, 256.
P. ctenophorus, 256.
Penicillium bertai, 161.
P. burcii, 250.
Petasiger neocomense, 167.
Phæoscopulariopsis, 446.
Philometra maplestoni, 552.
P. nodulosa, 351.
Phlebotomus barraudi, 555.
P. clydei, 174.
P. (Lutziomyia) gaminarai, 174.
P. sordellii, 172.
P. taianensis, 174.
Phyllodistomum carolini, 253.
P. pearsei, 253.
Physaloptera aduensis, 168.
P. amaniensis, 169.
P. ortleppi, 169.
P. joyeuxi, 95.
P. multiuteri, 550.
Piedraia, 250.
Pierretia, 94.
Pintoia, 351.
Plagiorchis ameiurensis, 165.
Plasmodium joyeuxi, 92.
Platynosomum furnarii, 164.
P. mazzai, 164.
P. philippinorum, 165.
Pleurogenes taylori, 165.
Pleurotropis furvum, 176.
Pneumonœces parviplexus, 253.
Postorchigenes, 165.
P. ovatus, 165.
Proalaria clavata, 548.
Proboscidiella kofoidi, 349.
Procamallanus iheringi, 552.
P. inopinatus, 552.
P. rarus, 552.
Progynotænia flaccida, 163.
P. fœtida, 163.
Prosorhynchoides, 351.
Prosorhynchus costai, 548.
Proteocephalus pugetensis, 251.
Protofilaria, 551.
P. furcata, 551.
Pseudococcidioides, 161.
P. mazzai, 161.
Pseudolytocestus, 349.
P. differus, 349.
Pseudotelenomus, 176.
P. pachycoris, 176.
Pseudotrichonympha belari, 92.
Psorophora alboaurata, 172.
P. dyari, 172.
P. (Janthinosoma) bruchi, 172.
Pygidiopsis pindoamensis, 350.

Quadrigyrus cholodovskyi, 95.

Raillietina (Raillietina) boueti, 93.
R. (Fuhrmanetta) bucerotidarum, 93.
Raphidascaris biwakoensis, 254.
R. gigi, 254.
R. plecoglossi, 254.
Rhabdias vellardi, 351.
Rhabdometra dendrocitta, 549.
R. melierax, 549.
Rhabdochona elegans, 552.
Rhaconotus orizæ, 556.
Rhadinorhynchus katsuwonis, 254.
Ricinus serratus magnus, 170.
R. medius, 170.
Rictularia elegans, 169.

R. tani, 169.
R. taterilli, 168.
Rufferia, 94.
Rusguniella panamensis, 352, 553.
R. wedli, 352, 553.

Sabethes neivai, 172.
Saccharomyces annulatus, 446.
Sarcocystis corderoi, 447.
S. debonei, 447.
Schistosoma faradjei, 94.
Scopulariopsis americana, 446.
Serratospiculum chungi, 551.
Setaria loveridgei, 169.
Severanoia dubia, 351.
Siedleckia dogieli, 348.
S. mesnili, 348.
Simulium jujuyense, 172.
S. delpontei, 173.
Sincosta, 553.
S. aberrans, 553.
Skrjabinaria, 553.
Snyderella, 349.
S. tabogæ, 349.
Spartoides, 349.
S. wardi, 349.
Spinitectus asperus, 552.
S. yorkei, 552.
Spirochæta sogdianum, 162.
Spironoura procera, 550.
Spirotrichonympha kofoidi, 251.
S. rotunda, 93.
Spiroxys amidæ, 351.
S. torquata, 95.
Sporotrichum fonsecai, 546.
Stephanopharynx secundus, 350, 548.
Stephanurus morai, 352.
Sterigmatocystis tropicalis, 91.
Stigmatomyces ephydræ, 91.
Stomatrema, 167.
S. pusilla, 167.
Stomylotrema rotunda, 165.
Striatofilaria, 553.
Strigea annandalei, 165.
Strongyloides ophidiæ, 553.
Strongylopleura, 255.
S. histrio, 255.
Subulara pennula, 550.
Syngamus tenuispiculum, 167.
Syphacia nigeriana, 167.
S. pearsei, 167.
S. thompsoni, 254.

Tænia triserrata, 163.
Takamatsuia, 171.
T. major, 171.
Taufikia, 163.
T. edmondi, 163.
Teratotrema, 548.
T. dubium, 548.
Tetrabothrius dubius, 163.
Tetracotyle communis, 165.
T. diminuta, 166.
T. intermedia, 166.
T. serpentis, 253.
Tetrameres paucispina, 95.
Tetrarhynchus surmenicola, 549.
Thelohania chironomi, 348.
Thylaconema, 551.
T. sigmura, 551.
Thyridanthrax argentifrons, 555.
T. beneficus, 555.
T. salutaris, 555.
Tococheres, 255.
T. cylindraceus, 255.
Treponema podovis, 162.
Tricercomonas suis, 251.
Trichodectes calogaleus, 171.
T. cynictis, 171.
T. emarginatus, 171.
T. oculatus, 171.
T. ovalis, 171.
T. robertsi, 171.
T. sternatus, 171.
Trichophyton acutulum, 546.
T. areolatum, 446.
T. bicolor, 546.
T. cineraceum, 546.
T. flavivirens, 546.
Trichosporum paraguayo, 546.
Tritrichomonas fecalis, 349.
Trochopus gaillimhe, 448.
Trombicula australis, 554.
T. oregonensis, 554.
T. pseudo-schüffneri, 96.
T. shannoni, 554.
Trombidium glabrum, 96.
T. globulare, 96.

Trypanosoma chetostomi, 447.
T. hemidactyli, 349.
T. larai, 447.
T. morai, 92.
T. piracicaboe, 447.
T. phylodriasi, 162.
Turchiniella culicis, 447.

Unciunia sudanea, 163.
Uranotænia argentina, 172.
U. capitis, 173.
U. monilis, 173.
U. urania, 173.

Vaullegeardia, 94.
Viannaia talpæ, 169.
Vitellotrema, 167.
V. fusipora, 167.

Watsonius hawkesi, 448.
Weinlandia phalacrocorax, 549.
Wyeomyia (Dyarina) lateralis, 172.
W. (Dyarina) mülhensi, 172.

Zelomorpha sudanensis, 176.

Le Gérant : F. AMIRAULT.

Cahors, Imprimerie COUESLANT *(personnel intéressé)*. — 38.885